



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

MAESTRÍA EN CIENCIAS DE LA PRODUCCIÓN Y DE LA SALUD ANIMAL

CARACTERIZACIÓN HISTOLÓGICA Y RECAMBIO EN LA ACTIVIDAD DE LOS FOLÍCULOS PILOSOS A LO LARGO DE UN AÑO EN OVEJAS PELIBUEY CON ACTIVIDAD REPRODUCTIVA ESTACIONAL O CONTINUA

TESIS

QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE

MAESTRO EN CIENCIAS

PRESENTA:

JUAN MANUEL GONZÁLEZ HUERTA

TUTOR PRINCIPAL:

JAVIER DE JESÚS VALENCIA MÉNDEZ

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, UNAM

COMITÉ TUTOR:

JOSÉ MANUEL BERRUECOS VILLALOBOS

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, UNAM

ARMANDO PÉREZ TORRES

Facultad de Medicina, UNAM

México, D. F.

Febrero 2016





Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

DEDICATORIAS

A mis Padres Adán y Guadalupe:

Por darme la oportunidad de hacer lo que yo quería, pero siempre respetando los principios y valores que me inculcaron para formar la persona que ahora soy y pretendo ser.

A mis hermanos Adán, Beatriz, Alejandro, Beto y Jorge que son un gran apoyo durante los momentos difíciles, pero aún más importante por compartirme un poco de su tiempo.

A mis sobrinos Luis y Jimena que desde su llegada todo cambio inyectando juventud y alegría a la familia.

A mis primos y tíos que siempre son un gran apoyo y guía cuando más los he necesitado.



AGRADECIMIENTOS

A mi tutor y amigo Dr. Javier de Jesús Valencia por compartir sus conocimientos y corregir mis errores, para ser una mejor persona y profesional, durante todo el tiempo que llevo de conocerlo.

Al Dr. Armando Pérez Torres por brindarme su conocimiento para desarrollar un mejor trabajo y por formar parte de mi comité tutor.

Al Dr. José Manuel Berruecos Villalobos por ayudarme con el análisis estadístico y siempre tener un consejo que abriera una puerta en los momentos críticos, además de formar parte de mi comité tutor.

A la Histotecnóloga Verónica Rodríguez Mata y al Laboratorio de Técnicas Histológicas de la Facultad de Medicina de la UNAM, por ayudarme con los cortes histológicos que permitieron hacer esta tesis.

Al Dr. Armando Zepeda y al Dr. Francisco Pasos y a la Unidad de Microscopía Electrónica de la Facultad de Medicina de la UNAM por el apoyo brindado.

A mis sinodales Dr. Carlos Gerardo García Tovar y Antonio Ortiz Hernández por sus comentarios atinados y las correcciones en esta tesis.

Al Dr. Cesar Eduardo Montalvo Arenas por ayudarme en la interpretación de los cortes histológicos, tomar fotografías, revisar la tesis y brindarme su amistad durante el desarrollo de esta tesis.

Al mi amigo Dr. Antonio Roldán Roldán por ayudarme durante todo el desarrollo de la tesis, hacer comentarios para su mejora y sobre todo brindarme su apoyo durante todo el proceso.

Al proyecto PAPIIT IN-219412, por el financiamiento otorgado para el desarrollar de esta tesis.

Al CONACYT por otorgarme la beca que me permitió realizar mis estudios de posgrado.

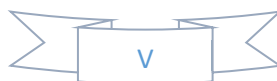
A mis amigos Paola, Pablo, Rodrigo, Sheila, Fran, Eve, Anita, Mari, Karlita, Dino, Mirta, Diana, Lety, Cecilia, Luis, Miriam, Elena, Adriana, Roberto, Ale Cesar y demás queridos amigos que por cuestiones de estrés, se me pasan en estos momentos.



CONTENIDO

| | |
|--|----|
| RESUMEN..... | 1 |
| ABSTRACT..... | 2 |
| INTRODUCCIÓN..... | 3 |
| REVISIÓN DE LITERATURA..... | 4 |
| Evolución del ovino..... | 4 |
| Evolución de folículo piloso..... | 5 |
| Anatomía del folículo piloso..... | 6 |
| Médula..... | 10 |
| Clasificación del folículo piloso..... | 10 |
| Folículo primario..... | 12 |
| Kemp..... | 12 |
| Pelo o fibra heterotípica..... | 13 |
| Folículo secundario..... | 13 |
| Lana..... | 13 |
| Etapas de crecimiento del folículo piloso..... | 13 |
| Anagén..... | 14 |
| Catagén..... | 16 |
| Telogén..... | 17 |
| Técnicas para la identificación de la actividad del folículo piloso..... | 17 |
| Inicio de la señal dermal..... | 18 |
| Formación de la placoda..... | 20 |
| Muda y estacionalidad..... | 21 |
| Patrones en la actividad del folículo piloso..... | 22 |
| Muda en ovinos salvajes..... | 23 |
| Crecimiento de la fibra en ovinos domésticos..... | 23 |
| Ovinos domésticos de lana..... | 24 |
| Ovinos domésticos de pelo..... | 25 |
| Pelibuey..... | 25 |
| Moléculas que participan en el desarrollo del folículo piloso..... | 26 |
| Glándula pineal y melatonina..... | 27 |
| Hipófisis y prolactina..... | 27 |
| Otras glándulas y hormonas..... | 28 |
| Estudios en ovejas continuas y estacionales..... | 29 |
| HIPÓTESIS..... | 31 |
| OBJETIVOS..... | 31 |
| MATERIAL Y MÉTODOS..... | 32 |

| | |
|--------------------------------------|----|
| Toma de muestra..... | 32 |
| Procesamiento de las muestras..... | 33 |
| Análisis estadístico..... | 37 |
| RESULTADOS..... | 38 |
| DISCUSIÓN..... | 52 |
| CONCLUSIONES..... | 56 |
| LITERATURA CITADA..... | 57 |
| ANEXOS..... | 63 |
| Abreviaturas y siglas usadas..... | 63 |
| Fórmula para preparar formalina..... | 65 |



Índice de cuadros y figuras

| | |
|--|----|
| Figura 1. Regiones que conforman el bulbo o bombilla que dará origen al folículo | 9 |
| Figura 2. Capas de células que conforman al folículo y la fibra..... | 9 |
| Figura 3. Representa, a nivel histológico los diferentes elementos que conforman los folículos y las fibras que se producen a partir de ello | 12 |
| Figura 4. Diferentes fases del ciclo de crecimiento del folículo piloso y algunas características presentes durante las fases..... | 14 |
| Figura 5. Diferentes etapas de crecimiento en la fase de anagén, catagén y telogén..... | 15 |
| Figura 6. Las diferentes fases del ciclo del folículo en distintos cortes histológicos | 18 |
| Figura 7. Folículo primario en corte longitudinal..... | 19 |
| Figura 8. Sitio de toma de muestra de piel..... | 33 |
| Figura 9. Folículo primario asociados a estructuras anexas en corte longitudinal | 39 |
| Figura 10. Anatomía del folículo primario en corte transversal..... | 40 |
| Figura 11. Folículos primarios asociados a folículos secundarios..... | 41 |
| Figura 12. Folículo primario asociados a más de una glándula sebácea | 41 |
| Figura 13. Folículo primario con dos fibras..... | 42 |
| Figura 14. Corte transversal de folículos secundarios con un diámetro menor a los 20 μm | 42 |
| Figura 15. Corte longitudinal de una fibra que presenta una ramificación en la porción distal..... | 43 |
| Figura 16. Distribución de las diferentes fibras en las épocas del año..... | 43 |
| Figura 17. Distribución de los folículos en las distintas épocas del año..... | 44 |
| Figura 18. Media de los folículos secundarios activos en las distintas épocas del año en ovejas continuas y estacionales..... | 48 |

| | |
|--|----|
| Cuadro 1. Características de las diferentes fibras producidas por los folículos..... | 11 |
| Cuadro 2. Protocolo de inclusión en parafina de las muestras de piel..... | 36 |
| Cuadro 3. Medias y desviaciones estándar de las diferentes variables, divididas por actividad reproductiva..... | 45 |
| Cuadro 4. Medias y desviaciones estándar de las diferentes variables, divididas por época del año..... | 46 |
| Cuadro 5. Medias y sus desviaciones estándar para todas las variables, de acuerdo al grupo (continuo o estacional) al que corresponden, en las distintas épocas del año..... | 47 |
| Cuadro 6. Análisis de varianza de las diferentes variables, dividido por actividad reproductiva en las distintas épocas del año..... | 49 |
| Cuadro 7 Análisis de varianza de las diferentes variables, dividido por la actividad reproductiva..... | 50 |
| Cuadro 8. Análisis de varianza de las diferentes variables, dividido por las épocas del año..... | 51 |

RESUMEN

Juan Manuel González Huerta. Caracterización histológica y recambio en la actividad de los folículos pilosos a lo largo de un año en ovejas pelibuey con actividad reproductiva estacional o continua (bajo la dirección del Dr. Javier de Jesús Valencia Méndez)

A diferencia de los ovinos de lana, los ovinos provenientes del trópico como la oveja pelibuey, tienen una capa de pelaje abundante y prácticamente no producen lana. En la raza wiltshire, que se comporta en forma semejante al soay- un ovino feral de pelo- se ha encontrado que el periodo de actividad folicular del verano se divide en 3 ciclos de 2 meses, mientras que en las razas ovinas de lana, el crecimiento es continuo durante todo el año y no hay variación en la muda. Las fibras son producidas por folículos primarios y secundarios. Los primarios dan origen al pelo, al kemp y son más grandes que los secundarios, poseen una glándula sudorípara, algunas glándulas sebáceas y un músculo piloerector; los secundarios producen lana, solo poseen glándulas sebáceas y forman grupos alrededor de los primarios. A la fecha, no se cuenta con información que describa los folículos pilosos en la oveja pelibuey, ni los cambios en la actividad de éstos en las diferentes épocas del año. Por lo anterior, surge la necesidad de estudiar el crecimiento y muda del pelaje a través del recambio en la actividad y la relación de los folículos pilosos de estas ovejas, en las distintas épocas del año para determinar si obedecen a cambios estacionales. Se utilizaron 24 ovejas pelibuey, previamente identificadas por su actividad estacional (n=9) y continua (n=15) del Centro de Enseñanza, Práctica e Investigación en Producción y Salud Animal. Se tomaron muestras de piel de la región del costado derecho cada 45 días, durante 13 meses consecutivos. Para determinar la actividad de los folículos; las muestras se tiñeron con el método de SACPIC, el cual permite identificar el patrón de deposición de queratina en la vaina radicular interna en un folículo activo. Se observó que los folículos estuvieron activos durante todo el año, pero se mostraron con mayor actividad durante las épocas de verano e invierno y la relación de folículos secundarios/primarios fue de 1.2/1 en primavera, 1.3/1 en verano, 1.3/1 otoño y 1.2/1 en invierno. Los folículos primarios están relacionados con glándula sebácea, músculo piloerector y glándula sudorípara, sin embargo, también se encontraron folículos primarios de menor diámetro, sin músculo piloerector ni glándula sudorípara, por lo que estas fibras evolutivamente son un punto intermedio entre el kemp y lana. Se realizaron análisis de varianza para los diferentes grupos y en las distintas épocas del año, se encontró variación significativa ($P < 0.05$) en los folículos activos secundarios entre los grupos continuo (35.31) y estacional (73.85) durante el verano, por lo que es un indicador de estacionalidad de la raza. Además, existen particularidades histológicas en la oveja pelibuey como dos fibras en el mismo folículo, la ramificación de una fibra de kemp entre otras. Cabe mencionar que es el primer estudio de este tipo que se realiza en esta raza.

ABSTRACT

Juan Manuel González Huerta. Histological characterization and change in hair follicle activity over a year in Pelibuey sheep with seasonal or continuous reproductive activity (under the direction of Dr. Javier de Jesús Valencia Méndez)

Unlike wool-bearing sheep, sheep from the tropics, such as Pelibuey sheep, have a layer of abundant fur and hardly produce wool. In the Wiltshire breed, which behaves in a similar manner to the Soay- a feral hair sheep - it has been found that the summer period of follicular activity is divided in 3 cycles of 2 months, while in wool sheep breeds, growth is continuous throughout the entire year and there is no variation in shedding. Fibers are produced by primary and secondary follicles. Primary follicles produce hair and kemp, are larger than secondary follicles, and have a sudoriferous gland, some sebaceous glands and an arrector pili muscle; secondary follicles produce wool, only have sebaceous glands, and form groups around the primary follicles. To date, there is no information describing hair follicles in Pelibuey sheep, nor the changes in their activity in different periods of the year. Therefore, the need arises to study coat growth and shedding through change in the activity and ratio of hair follicles in Pelibuey sheep in different periods of the year, in order to determine if they obey seasonal fluctuations. This study used 24 Pelibuey sheep from the Centro de Enseñanza, Práctica e Investigación en Producción y Salud Animal (Center for Teaching, Practice and Investigation in Animal Health and Production), previously identified by their activity as seasonal (n=9) and continuous (n=15). Skin samples from the right side region were taken every 45 days during 13 consecutive months. To determine follicular activity, the samples were stained with the SACPIC method, which permits the identification of the keratin deposition pattern in the internal root sheath of an active follicle. It was observed that the follicles were active during the entire year, with more activity during the summer and winter seasons, and the ratio of secondary follicles/primary follicles was 1.2/1 in spring, 1.3/1 in summer, 1.3/1 in fall, and 1.2/1 in winter. Primary follicles are associated with a sebaceous gland, arrector pili muscle and sudoriferous gland. However, primary follicles of a smaller diameter were also found, with neither arrector pili muscle nor sudoriferous gland, which suggests that these fibers are an evolutionary middle ground between kemp and wool. Variance analysis was realized for the different groups and in different periods of the year, and significant variation ($P < 0.05$) in active secondary follicles between continuous (35.31) and seasonal (73.85) groups during the summer was found, which indicates the seasonality of the breed. Furthermore, there are histological particularities in Pelibuey sheep, such as two fibers in the same follicle and ramification of kemp fibers, among others. It is important to mention that this is the first study of its kind to be done in this breed.

INTRODUCCIÓN

Dentro de las fibras textiles, la lana es sin duda una de las fibras que más variedades exhibe; Esto se debe a que es producida por un gran número de razas ovinas, todas ellas con distintas características, ya que dentro de la misma raza y en el mismo medio, no existen dos vellones exactamente iguales (Romero, 2006).

Las fibras son producidas por folículos pilosos primarios y secundarios. El primario es más grande, tiene una o varias glándulas sebáceas, una glándula sudorípara, un músculo piloerector y generan pelo; los secundarios no poseen glándula sudorípara ni músculo piloerector, son más numerosos, forman grupos alrededor de los primarios y producen lana (Ryder *et al.*, 1968; Chapman *et al.*, 1979).

Las características microscópicas más importantes de la lana son la longitud, el diámetro y la proporción de las diferentes fibras largas–gruesas y cortas–finas (Rojas *et al.*, 2005).

La lana se clasifica típicamente por su grosor en lana fina (18-26 micras), lana media (27-33 micras), lana crusa (34-39 micras) y lana alfombra (más de 40 micras); la finura del vellón es de suma importancia, ya que determina en un 80% su destino industrial (Romero, 2006).

A diferencia de los ovinos de lana, los ovinos provenientes del trópico tienen una capa de pelaje abundante y prácticamente no producen lana (Romualdo *et al.*, 2004). Las características de la capa de los ovinos de pelo son semejantes a las que presentan sus ancestros silvestres (Ryder *et al.*, 1968). El ovino feral soay de la isla de Santa Kilda tiene una verdadera muda estacional durante la primavera, semejante a la descrita en el muflón (Ryder, 1960), la cual ocurre a finales de abril. Algunas observaciones en el soay sugieren que la capa de fibras cortas de lana se desecha en la primavera y el pelo se elimina posteriormente, en gran medida durante el otoño (Boyd *et al.*, 1964). En la raza wiltshire, cuyo comportamiento es semejante al soay (Ryder, 1971), se ha encontrado un periodo de actividad folicular en el verano, dividido en 3 ciclos de 2 meses cada uno; de manera similar

a lo que sucede en el ovino soay (Ryder, 1971). En las razas ovinas de lana el crecimiento es continuo durante todo el año y no mudan (Lincoln, 1990). Estudios histológicos en el muflón y en el soay muestran que todos los folículos están en etapa de descanso en invierno y se reactivan en la primavera, seguido de la muda de fibras viejas durante el verano (Ryder, 1971). A la fecha, no se cuenta con información que describa los folículos pilosos en la oveja pelibuey ni los cambios en la actividad de éstos en las diferentes épocas del año. Dado que las ovejas pelibuey con actividad reproductiva continua, aparentemente no rigen su actividad reproductiva por los cambios en el fotoperiodo (Valencia *et al.*, 2010), surge la pregunta, si el crecimiento y muda del pelaje, a través del recambio de los folículos pilosos de estas ovejas, obedece a los cambios estacionales. Por otra parte, la identificación de estos animales continuos se ha realizado hasta ahora mediante el seguimiento por varios años (Valencia *et al.*, 2010), por lo que un indicador fenotípico externo, fácil de medir como éste, permitiría su rápida identificación.

REVISIÓN DE LITERATURA

EVOLUCIÓN DEL OVINO

Es muy probable que el hombre buscara primero en los ovinos la obtención de carne y piel, pues observó su gran valor como proveedor de materias primas para su alimentación y para prendas de vestir que le proporcionaban abrigo y confort. El primer uso fue la piel, ya que con su recubrimiento primitivo de pelo, seguramente era mucho más suave que las de otras especies que podría cazar. Además, con el tiempo descubre la posibilidad de hilar las fibras de lana que las ovejas pelechaban (tiraban) en primavera, con la que tejían los primeros textiles, más suaves y ligeros que las pesadas e incómodas pieles con que se cubrían (López *et al.*, 2012).

La edad de Bronce es el período más antiguo en el que los textiles de lana aparecen en Europa. Los primeros investigadores que examinaron estos textiles, pensaron que la lana debió haber sido mezclada con pelo de ciervo, ahora se

sabe que las fibras descritas como pelo de ciervo eran realmente fibras kemp o pelos de oveja (Ryder *et al.*, 1968).

Pese a haber diversas especies del género *Ovis*, hay coincidencia entre distintos autores en afirmar que el ancestro salvaje de los ovinos domésticos es principalmente el muflón (*Ovis musimon*), del cual derivan las actuales razas europeas. A las especies silvestres todavía se les encuentra en las islas mediterráneas de Córcega y Cerdeña, y en Asia Menor, (*Ovis ariaticus* y *Ovis orientalis*); otros investigadores incluyen también al *Ovis vignei* del sudoeste asiático, como los ovinos que fueron domesticados primero y que pudieron haber tenido mayor influencia sobre el ovino actual. El argali (*Ovis ammon*), de Asia Menor, tuvo gran influencia sobre los ovinos asiáticos (López *et al.*, 2012). Así mismo, al llevar a cabo excavaciones, se han encontrado huesos de ovejas soay junto con textiles de lana, lo que sugiere que esta oveja es un sobreviviente de las ovejas primitivas de Europa (Ryder, 1971).

El ciclo básico de la muda parece ser el ciclo de las estaciones del año, periodo durante el cual, los animales tienen muda visible una vez o dos veces al año, y éste parece ser el ciclo fundamental de muda de lana en las ovejas, semejante a los ovinos salvajes (Ryder 1965).

EVOLUCIÓN DEL FOLÍCULO PILOSO

La capa de pelaje en la oveja silvestre como en el muflón está conformado por una fibra relativamente corta de pelaje exterior y un subpelo lanoso aún más corto, que está oscurecida por la capa externa; las fibras pilosas miden unos 6 cm, son rizadas a lo largo de la fibra y conocidas como kemp. Por consiguiente, el principal cambio en la estructura del vellón desde la domesticación, puede considerarse como un desarrollo de la lana a expensas del kemp (Ryder, 1971).

La muda o recambio de la capa córnea escamosa parece haberse originado en los reptiles, como un mecanismo que le permite crecer al animal de piel rígida. Este proceso evolutivo ha persistido también en las aves y en los mamíferos, no sólo

como un medio de reemplazar pluma y pelo desgastado, sino también para proporcionar diferentes capas de recubrimiento durante el verano y el invierno (Ryder 1965).

En la antigua Mesopotamia, la lana se clasificaba en tres grandes categorías: la lana de montaña, la de segunda calidad y la de buena calidad (Ryder *et al.*, 1968). Este esquema de clasificación se sigue manteniendo en la actualidad en todo el mundo ya que, de acuerdo en su grosor, se clasifica como lana fina (18-26 μm), lana media (27-33 μm), lana crusa (34-39 μm) y lana alfombra (más de 40 μm); la finura del vellón es de suma importancia, ya que determina en un 80% el destino industrial y por lo tanto, el precio de la fibra (Romero, 2006).

El kemp y el pelo, a pesar de tener el mismo origen genético, se ven afectados de manera diferente por los estímulos ambientales. Los pelos crecen principalmente en los folículos primarios, pero pueden ser producidos al principio de su formación por folículos secundarios más grandes. Las fibras de lana pueden crecer en los dos tipos de folículos primarios y secundarios, dependiendo de la raza. Así, en la raza scottish blackface, las fibras gruesas (kemp y pelo) se generan en los folículos primarios, mientras que las fibras de lana crecen sólo en los folículos secundarios. Por el contrario, en la raza merino, tanto los folículos primarios como los secundarios producen lana. Los diferentes tipos de folículos conforman el denso y fino pelaje del merino (Ryder *et al.*, 1968).

ANATOMÍA DEL FOLÍCULO PILOSO

La pared del folículo consta de dos zonas diferenciadas:

- 1) La vaina radicular externa: es una continuación directa de la epidermis de la superficie de la piel.
- 2) La vaina radicular interna: es un sistema de tres capas queratinizadas que rodean la fibra hasta el tercio superior del folículo (Auber, 1952).

En dirección próximo-distal los folículos se dividen en tres secciones.

- 1) Bulbo: Es el extremo donde se invagina la papila, alberga vasos sanguíneos y ramificaciones nerviosas.
- 2) La región queratinizante que está rodeada de la vaina radicular externa, tiene una forma de "S" ligeramente desviada, donde se inserta el músculo piloerector y tiene un ligero ensanchamiento mucho más evidente en los folículos primarios que en los folículos secundarios.
- 3) En la región pos-queratinización se localiza a la altura de la glándula sebácea y el conducto que vierte el contenido de la glándula sudorípara que desemboca en la piel (Auber, 1952).

La porción que nutre al folículo es la papila y se compone de fibrillas delgadas bien empaquetadas y células con núcleos pequeños, que rodean al folículo en crecimiento y se divide en tres capas: (Auber, 1952).

- ✓ Capa de Henle.
- ✓ Capa de Huxley.
- ✓ Cutícula de la cubierta exterior de la raíz.

En un corte longitudinal próximo-distal, cada una de las capas se puede dividir a su vez en diferentes regiones, de acuerdo a la fase de diferenciación y queratinización de las células. La secuencia de estas fases es la misma para las tres capas, sin embargo en los diferentes niveles las fases cambian, por lo tanto la longitud de las respectivas regiones también pueden cambiar. (Auber, 1952).

Las características de las regiones son las siguientes:

- 1) Región de diferenciación: esta región coincide con la parte distal del bulbo, formado por células aplanadas.
- 2) Región de trichialina: se distingue por la deposición de pequeñas gotas de trichialina, proteína que da soporte a la fibra.
- 3) Región de Pre-queratinización: porción del folículo donde los núcleos se observan más pequeños y se provoca la queratinización a través de un cambio gradual del pH ácido a básico.

4) Región de queratinización: las células que conforman esta porción del folículo muestran refringencia en la porción anterior y se tiñen con colorantes básicos (Auber, 1952).

Capa de Huxley: se extiende desde la zona de diferenciación, la parte más distal del bulbo, se localiza junto a la capa de Henle, siendo más delgada, al igual que los núcleos, comienza en la región de trichialina y se extiende hasta dos terceras partes del folículo, como se muestra en la Figura 1 (Auber, 1952).

Capa de Henle: Esta capa coincide con la región de diferenciación y de trichialina, alcanza su máximo crecimiento después del bulbo y se extiende por todo el folículo, como se muestra en la Figura 2 (Auber, 1952).

La cutícula tiene dos porciones y es la que delimita al folículo de la fibra, comenzando por la raíz de la fibra y la vaina radicular interna del folículo. Comienza en la región de diferenciación, pasando por las regiones de trichialina, pre-queratinización y queratinización; la caracteriza un “patrón escamoso”, como se observa en la Figura 2 (Auber, 1952).

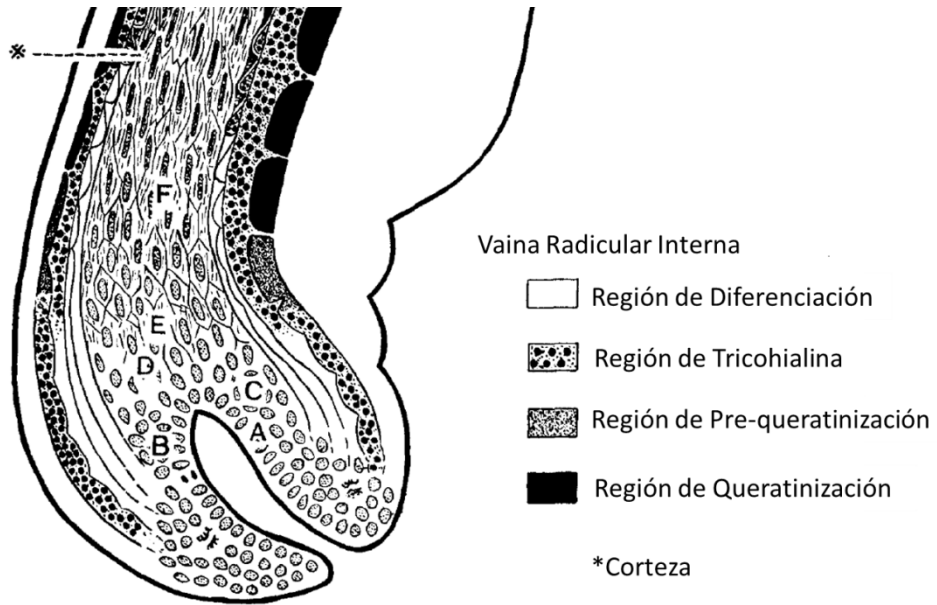


Figura 1. Regiones que conforman el bulbo o bombilla que dará origen al folículo (A, B, C, D, E y F son células diferenciándose a corteza) (Modificada de Auber, 1952).

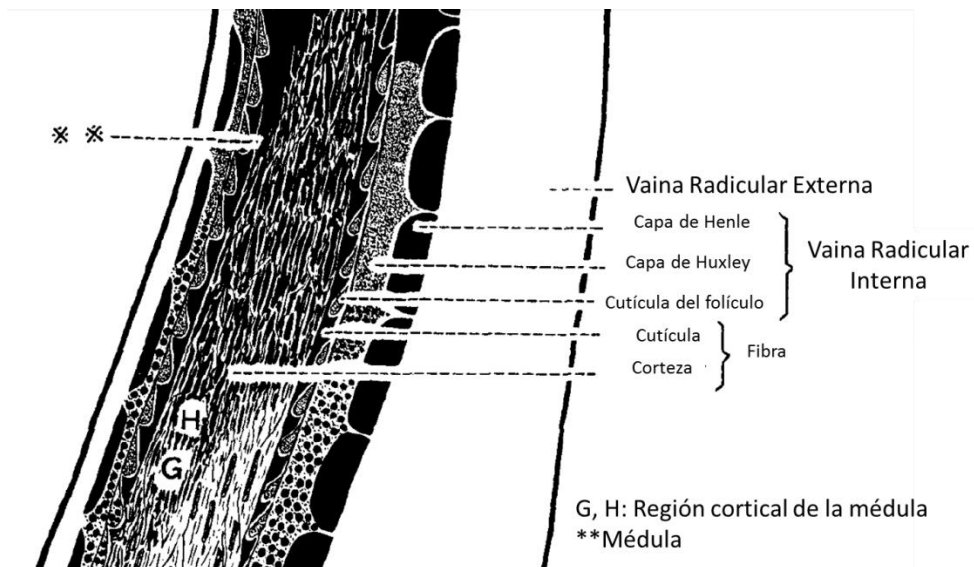


Figura 2. Capas de células que conforman al folículo y la fibra (Modificada de Auber, 1952).

Médula

La médula es una parte importante de las fibras de lana, debido a que causa problemas durante su procesamiento a causa de la ruptura de la fibra en aquellas que tienen médula (Scobie *et al.*, 1993).

El tipo de médula que se forma está en función del diámetro de la fibra y la capacidad del animal para formar queratina, ya que se forma a partir de células pre-queratinizantes (Scobie *et al.*, 1993).

Se han identificado y caracterizado varios tipos de médula: celosía, ininterrumpida, interrumpida y fragmentada, esta clasificación se asigna por el orden decreciente de la cantidad de médula presente en la fibra (Scobie *et al.*, 1993).

Las fibras de lana que presentan médula crecen en folículos más grandes y son generalmente más gruesas con relación a las que no presentan médula, en la misma capa de vellón, sin embargo esta característica no se cumple debido a que en el mismo animal no existen dos fibras totalmente iguales, además, sufre cambios dependiendo de factores como la raza, la nutrición y la estación del año (Scobie *et al.*, 1993).

En la raza romney, las fibras más delgadas con médula son de 14 a 16 μm y las más gruesas con médula de 68 y 70 μm , sin embargo estas características de la médula y diámetro folicular cambian por condiciones propias del individuo, sin importar que tenga una heredabilidad de 0.6 y/o la época del año en la que se analicen las fibras (Scobie *et al.*, 1993).

Clasificación del folículo piloso

La piel de todas las razas de ovejas contiene folículos primarios y secundarios que se agrupan en un arreglo "trío" similar a la de la oveja salvaje; sin embargo, las diferencias raciales radican en la relación de folículos secundarios con los folículos primarios (S/P) (Fraser *et al.*, 1960; Ryder *et al.*, 1968), la variación en la densidad o número de folículos por unidad de área de la piel, la disposición de los folículos

en la piel y el tamaño relativo de los folículos primarios y secundarios. Todas estas características desempeñan un papel importante en determinar el tipo de vellón (Hatcher, 2002). En general, la piel de las ovejas productoras de lana más primitivas tienen bajas densidades de folículos, una baja relación S/P y una gran diferencia de tamaño entre los folículos primarios y secundarios, entre otras características, como se muestra en el Cuadro 1 (Hatcher, 2002).

Cuadro 1. Características de las diferentes fibras producidas por los folículos (Tomada de Hatcher, 2002).

| CARACTERÍSTICAS DE LA FIBRA | PELO | FIBRA HETEROTÍPICA | FIBRA TIPO LANA | KEMP |
|-----------------------------|---|---|--|--|
| Origen del folículo | Primarios. Pero en su mayoría secundarios | Grandes secundarios y en su mayoría primarios | Secundarios | Un primario central y a su alrededor primarios |
| Estructura | Cutícula, corteza y médula | Cutícula, corteza y en ocasiones médula | Cutícula en diferentes estratos, corteza inconstante, diferentes tipos de médula | Cutícula, corteza y médula |
| Médula | Fragmentada, interrumpida o continua | Interrumpida | Ausente en lana fina, cuando está presente es más gruesa la lana, fragmentada, interrumpida o continua | Celosía |
| Apariencia | Opaca | Opaca | Opaca | Blanco tiza |
| Sección transversal | Circular | Circular o irregular | Circular u oval | Oval |
| Longitudinal | Diámetro irregular | Variable | Diámetro irregular | Área aplanada |
| Extremo de la punta | Corta | Corta | Corta | Largo estrechamiento |
| Rizado | Ausente | Ligeramente | Ampliamente | Risos anchos |
| Crecimiento | Continuo | continuo | Continuo | Continuo |
| Longitud de la fibra | Largo, 100 mm | Intermedia, 82 mm | Cortas e intermedias, 60 mm | Cortas, 56 mm |
| Diámetro de la fibra | Variable, 60 μm | Variable 48 μm | Fina < 30 μm | Grueso, 80 – 100+ μm |

El criterio para distinguir un folículo primario de uno secundario radica en que el folículo primario posee glándula sudorípara, no así el secundario (Ansari-Renani et al., 2011), como se observa en la Figura 3.

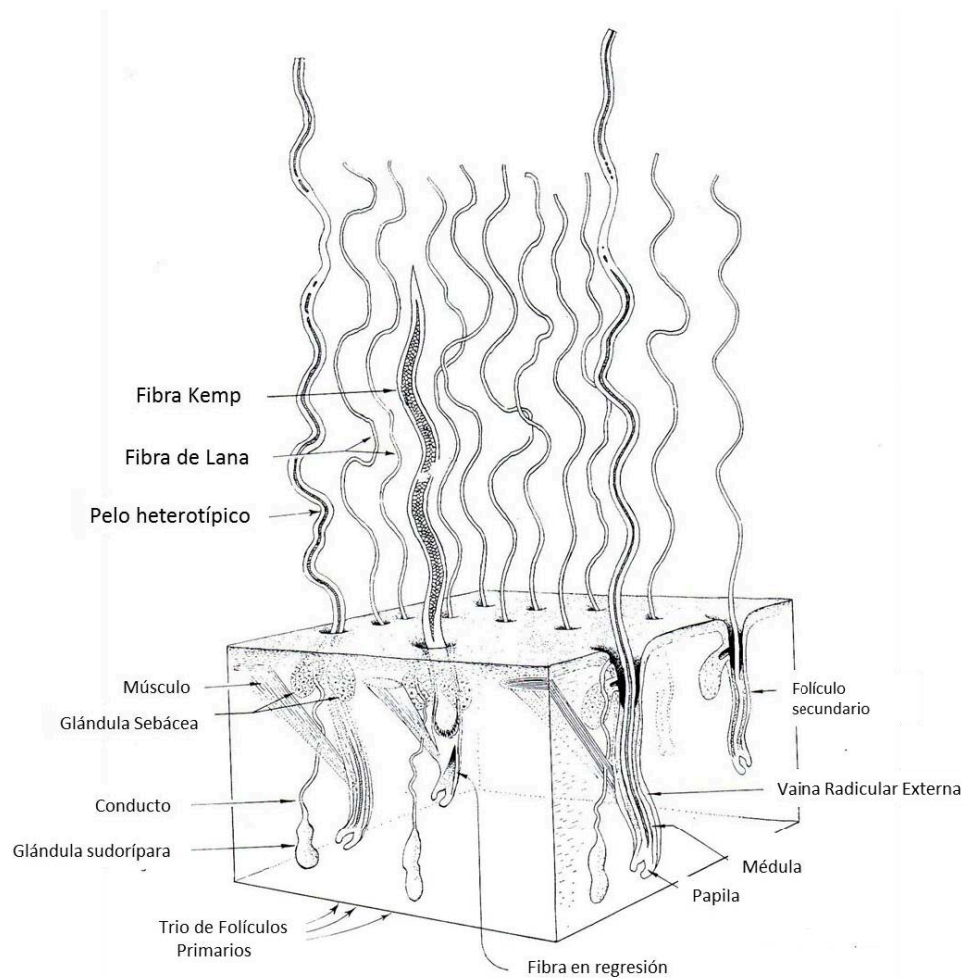


Figura 3. Representa, a nivel histológico los diferentes elementos que conforman los folículos y las fibras que se producen a partir de ellos (Tomada de Ryder *et al.*, 1968).

Folículo primario

Kemp

Son las fibras más gruesas de las ovejas (>100 μm de diámetro) y por lo general bastante cortas, unos 6 cm de longitud (Ryder, 1971). Poseen una médula en forma de panal a lo largo de toda la fibra, lo que constituye una característica indeseable para la industria de la lana (Ryder *et al.*, 1968).

Pelo o fibra heterotípica

El pelo lo podemos encontrar en la literatura con diferentes nombres, debido a que histológicamente y evolutivamente es una fibra intermedia entre la lana y el kemp. Se reconoce como fibra heterotípica, porque posee médula durante el verano y carece de ella durante el invierno. Este tipo de fibra se observa en las ovejas domésticas, su grosor es variable y de diámetro mayor a los 50 μm (Ryder *et al.*, 1968). El tipo de médula que posee es interrumpida (lattice) a lo largo de la fibra. También se le conoce como lana gruesa, ya que puede o no presentar glándula sudorípara y músculo piloerector (Bradford and Fitzhugh, 1983).

Folículo secundario

Lana

Para determinar la calidad de la lana, es necesario examinar la proporción de folículos secundarios sobre folículos primarios (S/P), pues esta proporción es un factor importante en la finura y densidad de la lana (Parry *et al.*, 1993).

Las fibras de lana “lana verdadera” se distinguen del pelo y del kemp porque carecen de médula, son elípticas en sección transversal, y la relación promedio entre el eje mayor y el eje menor, es de aproximadamente 1:2. El eje mayor de la elipse cambia su posición en espiral a lo largo de las fibras; este cambio de posición se asocia con el rizado de las fibras; también hay cambios de diámetro a lo largo de la longitud de la fibra; la porción que crece durante el verano, es generalmente más gruesa y más larga, que la del invierno. Esta diferencia en la longitud y el diámetro de la fibra se deben principalmente a las variaciones estacionales, fundamentales en el crecimiento y están asociadas a las variaciones de luz y temperatura (Ryder *et al.*, 1968).

ETAPAS DE CRECIMIENTO DEL FOLÍCULO

A diferencia de los primeros estudios de la fibra y de la biología del folículo, donde las ovejas eran el sujeto experimental, la mayor parte de la nueva información

proviene de estudios en ratones y humanos. Sin embargo, los análisis comparativos de los patrones de expresión de genes en la piel, sugieren que la regulación molecular de los mecanismos básicos de inicio del desarrollo folicular y de la fibra son similares en la mayoría de los mamíferos (Purvis and Jeffery, 2007).

Los folículos que dan origen al pelo y la lana tienen un ciclo de crecimiento que se puede dividir en cuatro períodos: un período de iniciación del crecimiento o proanagén, un período de crecimiento o anagén, un período de regresión o catagén y un período de reposo o telogén como se muestra en la Figura 4 (Chase *et al.*, 1951; Ryder, 1969; Parry *et al.*, 1995).

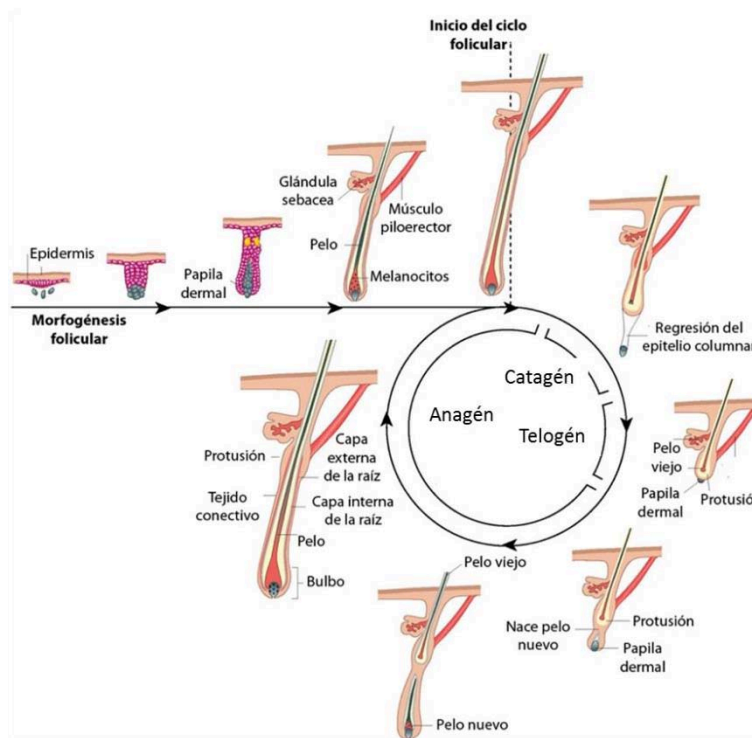


Figura 4. Diferentes fases del ciclo de crecimiento del folículo piloso y algunas características presentes durante las fases (Schneider *et al.*, 2009).

Anagén

El periodo de actividad del folículo se ha dividido en seis sub-etapas. El inicio de la fase de anagén (anagén I), se caracteriza por el comienzo de la actividad mitótica

en las células germinales del folículo, que luego crecen hacia abajo rodeando a la papila (anagén II), en la siguiente etapa (anagén III) se da la primera queratinización de la vaina radicular interna, el bulbo está completamente formado en anagén IV, cuando la fibra se encuentra dentro de la vaina radicular interna se da inicio a la fase de anagén V, culminando en el momento que la punta de la fibra se encuentra al nivel de la epidermis, por último, la fase de anagén VI es en la que la fibra emerge y continua creciendo, por lo que esta es la fase más larga (Nixon, 1989), como se muestra en la Figura 5.

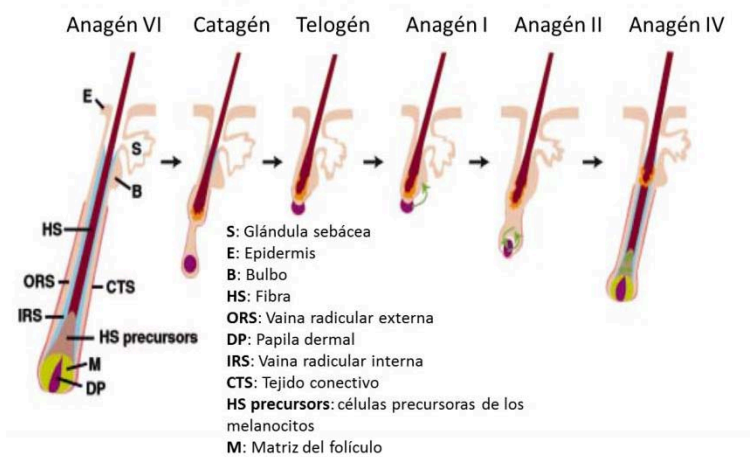


Figura 5. Diferentes etapas de crecimiento en la fase de anagén, catagén y telogén (Millar, 2001).

También se utiliza otra terminología donde a las fases de anagén I a IV se les conoce como Proanagén, a la fase V se le llama mesanagén y al principal período de crecimiento (anagén VI) se le llama metanagén (Nixon, 1989).

La estructura del folículo en anagén es muy diferente al estado de reposo, que cuando está ya maduro. En ésta fase, el bulbo se compone de una papila dérmica separada por una membrana basal de la matriz de las células epiteliales en mitosis. Las células producto de esta zona proliferativa darán origen a las líneas de queratinocitos (capas de Huxley, Henle, cutícula de la vaina radicular interna,

corteza y médula de la fibra). Observando la presencia de glucógeno y fosfatasa alcalina (Nixon, 1989).

Las células corticales, a medida que suben a la zona de queratinización, se comienzan a diferenciar y empiezan a sintetizar las proteínas que darán origen a la queratina dura. La vaina radicular interna acompaña al folículo y se somete a un proceso similar de diferenciación. La vaina radicular interna se degrada a nivel de la glándula sebácea, probablemente por acción de enzimas queratolíticas y, a esta zona del folículo en anagén se le conoce como zona de desprendimiento (Nixon, 1989).

La curva de crecimiento durante la fase de anagén varía dependiendo del tipo de fibra, la región del cuerpo y el grosor de la fibra (las fibras más grandes crecen a un ritmo más rápido), por ejemplo, la tasa de crecimiento en ratas es de 0.9 mm/día y en cobayos es de 0.7 mm/día (Nixon, 1989).

Catagén

A medida que el folículo completa la fase de crecimiento (queratogénesis) e interrumpe la mitosis, se forma en la fibra un anclaje; esta etapa de transición o quiescencia llamada catagén comienza con la disminución de la mitosis en general, la papila dérmica se acorta y se vuelve más esférica por un reacomodo de las células, la papila se estrecha y se retrae. Las células epiteliales, que se encuentran entre la papila dérmica y en la zona queratogénica se constriñen; posteriormente se forma una cadena epitelial (Nixon, 1989).

Conforme progresa la fase de catagén, de igual manera que en anagén, la reorganización y diferenciación de las células ocurre de la base a la punta del folículo. Por lo que en esta fase se habla de una diferenciación y reorganización en lugar de una degeneración (Nixon, 1989).

Telogén

La fase de telogén comienza cuando desaparece por completo la vaina radicular interna. El folículo reduce su tamaño a la mitad o a un tercio de lo que tenía en la fase de anagén y se compone de una cubierta formada por la vaina radicular externa; el glucógeno y la fosfatasa alcalina están ausentes lo que indica el periodo de latencia del folículo (Nixon, 1989)

TÉCNICA PARA LA IDENTIFICACIÓN DE LA ACTIVIDAD DEL FOLÍCULO

La tinción de secciones de piel con índigo carmín, ácido pícrico y safranina o fucsina básica fue descrita por primera vez por Auber (1952). El método conocido como Sacpic, se ha utilizado para categorizar los folículos pilosos en activos e inactivos. Esta tinción se ha utilizado para describir cambios en el pelaje y los efectos experimentales sobre el crecimiento de la fibra en distintas especies (Ryder 1960, 1976; Nixon *et al.*, 1993), como los camélidos sudamericanos (Antonini, 2010), la cabra y el hurón (Nixon, 1993).

En los tejidos teñidos con Sacpic, los núcleos aparecen azul-negro, la queratina amarillo, el colágeno azul, la vaina radicular interna de color rojo brillante, la vaina radicular externa naranja, la vaina externa de la raíz de color verde claro, el músculo liso verde brillante y los eritrocitos verdes (Nixon, 1993; Auber, 1952). El método es de elección para la evaluación visual de la actividad del folículo, ya que permite apreciar la vaina radicular interna que caracteriza una fibra en crecimiento (Nixon, 1993). En general, la clave para la evaluación de la actividad del folículo piloso es la capacidad para reconocer estas características en las diferentes fases del ciclo del pelo, en secciones transversales del folículo. Para realizar lecturas fidedignas es necesario tener en cuenta la profundidad del corte de la piel, como se muestra en la Figura 6, debido a que la apariencia en la parte superior del folículo es similar en el folículo activo y en reposo. El corte ideal para observar la actividad de los folículos pilosos es por debajo de la glándula sebácea (Nixon, 1993).

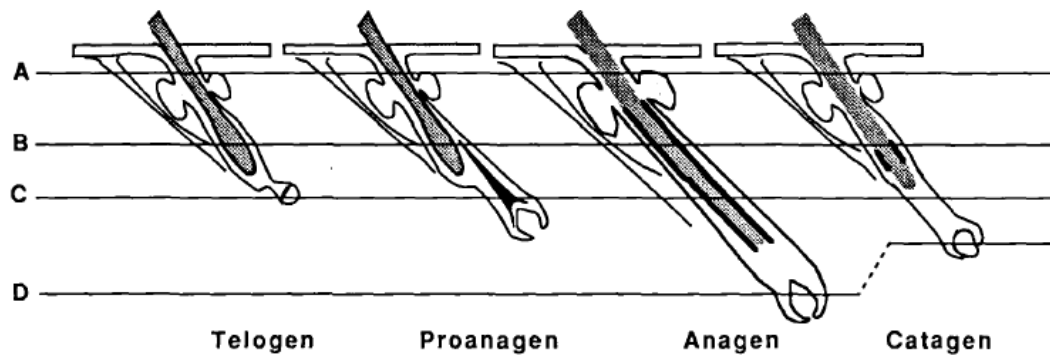


Figura 6. Las diferentes fases del ciclo del folículo en distintos cortes histológicos (A, B, C y D) (Nixon, 1993).

Como ya se mencionó, los folículos primarios y secundarios se identifican a través de las glándulas asociadas al folículo (Champion and Robards, 2000). Los criterios básicos para distinguir un folículo activo de uno inactivo es la presencia en la fibra de un color amarillo y rojo en las células de la vaina radicular interna, mientras que en un folículo inactivo estas diferencias no se observan. En un folículo en telogén las células de la vaina externa de la raíz son a menudo de tipo columnar y están dispuesta radialmente en espiral, en contraste con la forma redondeada de la célula durante la fase de anagén (Ansari-Renani *et al.*, 2011).

INICIO DE LA SEÑAL DERMAL

La formación del folículo es el resultado de la interacción de las células mesenquimales y epiteliales. Estas células son importantes en el inicio y desarrollo del folículo de los mamíferos, lo que se descubrió a través de una serie de estudios de recombinación epitelial/mesenquimal (Purvis and Jeffery, 2007).

La interacción descrita da como resultado la formación de un folículo maduro. En la porción proximal del folículo se encuentran un conjunto de células epiteliales que separan la membrana basal (MB) de la matriz extracelular. El epitelio celular adjunto a la papila dermal se encuentra en reposo e indiferenciado para regenerar la matriz celular; al proliferar estas células, las hijas se mueven para formar el folículo y la diferenciación de la fibra se da por las células de la vaina radicular

interna (VRI). Rodeando la vaina radicular interna se encuentra una continuación de la epidermis, formando la vaina radicular externa (VRE). Los melanocitos se originan en la papila dermal y la cantidad estará en proporción al grado de pigmentación de la fibra, como es el caso de la oveja Merino (Purvis and Jeffery, 2007) (ver Figura 7).

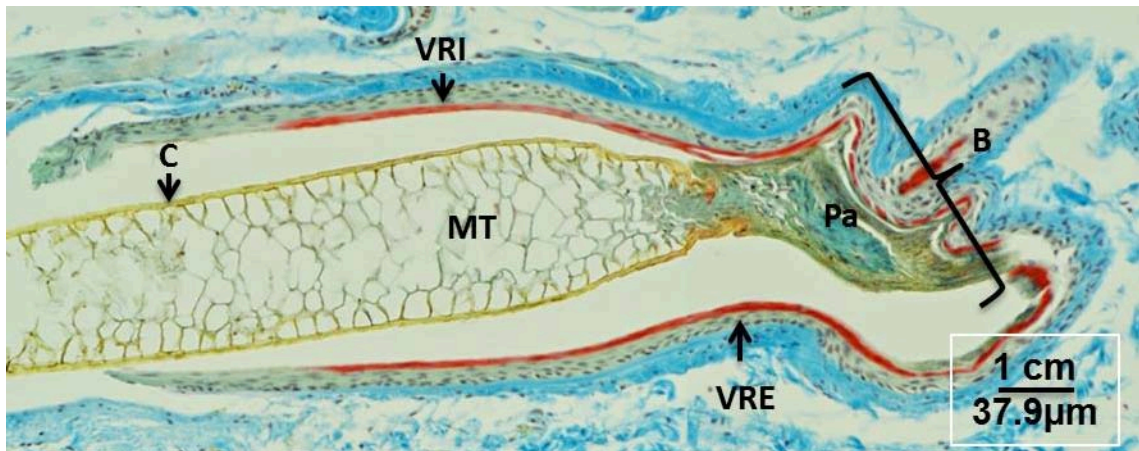


Figura 7. Folículo primario en un corte longitudinal. Se observa la médula trabecular (MT), la cutícula de la fibra (C), la vaina radicular interna (VRI), la vaina radicular externa (VRE), el bulbo (B) y la papila de la fibra (Pa).

En diferentes estudios se ha demostrado que la comunicación entre células epiteliales y mesenquimales es muy importante para iniciar, desarrollar y formar la fibra. Igualmente, los avances en las técnicas moleculares han facilitado la investigación para encontrar el papel que juegan los diferentes factores moleculares que participan como señales en el desarrollo del folículo piloso (Purvis and Jeffery, 2007).

Estudios realizados en ratones, cabras, hurones, ovinos, camellos, alpacas y llamas sugieren que la regulación básica en los mecanismos del desarrollo folicular está muy conservada en la naturaleza. Estudios de inmunohistoquímica y de hibridación *in situ* han permitido identificar moléculas que ejercen una acción importante dependiendo de la región y el tiempo que se expresan en el epitelio (Purvis and Jeffery, 2007).

Formación de la placoda

La placoda es un cúmulo de células de la epidermis y la dermis que darán origen a la formación de un folículo. El primer indicio de formación de la placoda es una acumulación de células. Posteriormente, la placoda desencadena la especialización de los fibroblastos, formando un condensado de células en la dermis. Las células epiteliales de la placoda que se localizan en la dermis, forman el comienzo de la diferenciación celular que dará origen a la papila dermal en la dermis; después de la diferenciación de los fibroblastos en la dermis, la papila dermal al entrar en contacto con el epitelio comienza a formar al folículo y a crecer; pero de forma descendente al proliferar y diferenciar más células (Purvis and Jeffery, 2007).

Se cree que la primera señal dérmica es para activar una serie de promotores y represores que compiten entre sí para dar inicio a la actividad del folículo, localizados en diferentes estratos del folículo. Diferentes mecanismos podrían explicar las diferencias observadas en el tamaño y patrón de distribución de los folículos en el cuerpo del animal. Aunado a esto, se han identificado un gran número de moléculas como reguladoras del inicio de la formación del folículo y que se expresan en la epidermis antes de iniciar la formación del folículo (Purvis and Jeffery, 2007).

Existen al menos cinco moléculas de señalización que se encuentran latentes en el epitelio indiferenciado, que participan en el inicio y desarrollo del folículo “regulador”, Wnt (molécula de diferenciación celular para formar ductos, que también se expresa durante la diferenciación sexual en el feto), ectodisplasia (EDA), el factor de crecimiento de los fibroblastos (FGF), el factor de crecimiento transformante (TGF) y el factor de crecimiento de los hepatocitos (HGF) (Purvis and Jeffery, 2007), los cuales están interactuando en las primeras etapas de formación de la placoda; sin embargo, las moléculas que dan inicio al desarrollo del folículo son Wnt y Sonic hedgehog (SHH).

Los componentes principales de las fibras de lana en ovejas y cabras son las proteínas de queratina, responsables de las propiedades estructurales y mecánicas del folículo. Se han identificado un gran número de genes (50-100) relacionados con la queratina, que se expresan durante el crecimiento del pelo y lana. (Purvis and Jeffery, 2007).

Las proteínas de queratina se dividen en dos grandes grupos, las proteínas de filamentos intermedios de queratina y las proteínas asociadas a queratina. En las diferentes fibras, estos dos tipos de proteínas se asocian de manera muy particular: en ovejas, el gen KIF tipo 1 se localiza en el cromosoma 11, mientras el tipo 2 se localiza en el cromosoma 3, por lo que son eventos altamente coordinados para la formación del folículo y la fibra (Purvis and Jeffery, 2007).

MUDA Y ESTACIONALIDAD

Las ovejas estacionales muestran una amplia variación en la muda. En un extremo está la muda casi completa de razas primitivas como las que se encuentran en la isla de Shetland y en el otro extremo el crecimiento de lana fina, el cual aparentemente es continuo, como ocurre en el Merino Australiano. Incluso dentro de la misma raza, hay variaciones en la muda (Ryder, 1965).

Las ovejas con actividad reproductiva estacional tienden a mudar las fibras, mostrando una variación estacional en la producción de lana (Ryder, 1965), no siendo ésta de tipo nutricional, debido a que se ha descubierto que no importa lo bien que se alimente a las ovejas en invierno, al parecer no crece más lana que en una oveja que no fue alimentada de forma adecuada durante el verano, esto se puede atribuir a la disminución de la temperatura ambiental que actúa disminuyendo el flujo sanguíneo a la piel y el aporte de nutrientes (Ryder, 1965).

Existen diferencias entre las poblaciones de folículos primarios y secundarios, provocado por los cambios estacionales, en particular con el recambio de la fibra, así como en diámetro y área, mediante un corte realizado transversalmente (Champion and Robards, 2000).

Patrones de la actividad del folículo piloso

La muda de los folículos pilosos está coordinada entre el folículo primario y los adyacentes, de modo que el crecimiento y muda de la fibra están sincronizados en una amplia área de la piel; esto provoca un patrón temporal de reemplazo. Sin embargo, ligeras variaciones en la fase del ciclo crea que en la muda no sea homogénea la actividad del folículo o patrones de muda; dejando zonas en las cuales no se observa una muda como en la porción distal de los miembros o la cabeza.

Durante el ciclo de la fibra hay dos fases estables y dos fases de transición rápida. El ciclo del folículo ha sido visto como un proceso continuo que se puede dividir en tres fases, sin embargo generalmente permanecen en telogén y metanagén por un tiempo relativamente largo, mientras que proanagén y catagén implican el mayor cambio en la forma del folículo, por lo que se podría catalogar como periodos de transición entre el período de crecimiento de la fibra y el estado de reposo cuando la fibra ha alcanzado su madurez (Nixon, 1989).

Existe una relación entre la muda y el crecimiento, ésta se debe a la pérdida de fibras durante la fase de telogén, con un retraso en la fase de anagén. Esto ocurre en algunos ungulados como cabras (Ryder, 1966) y en carnívoros (Maurel *et al.*, 1986), como un medio para lograr los cambios estacionales en la densidad del pelaje, por lo que el recambio puede ocurrir antes, durante o después del crecimiento de la nueva fibra (Nixon, 1989).

Los marcados cambios en el pelaje implican no solo la renovación de la fibra, sino también variaciones en la estructura de la fibra, provocando un cambio en el tiempo de crecimiento entre los tipos de folículo, es decir, una diferencia entre el comportamiento de los folículos primarios y secundarios o subdivisiones de los mismos.

Muda en ovinos salvajes

El vellón de la soay es relativamente corto y se muda cada año. Aunque puede tener fibras finas kemp o cortas, carece de los pelos largos que se encuentran en algunas razas modernas de montaña. Se puede considerar como una oveja lanuda primitiva si se comparan sus fibras con las de sus ancestros (Ryder *et al.*, 1968).

El ovino soay elimina su capa invernal de pelo cada primavera en lo que parece ser una verdadera muda estacional, comparable a la descrita en las ovejas salvajes de muflón (Ryder, 1960). Las observaciones realizadas por Boyd *et al.* (1964) en la isla de Santa Kilda sugirió que las fibras de lana se desechan en primavera, mientras que las fibras de pelo se desechan más tarde, sobre todo en el otoño.

En ovinos wiltshire se encontró que el período de actividad de los folículos durante el verano se divide en tres ciclos de dos meses cada uno (Ryder, 1969), de igual manera en el soay hay evidencia de dos ciclos cada dos meses (Ryder, 1971).

Crecimiento de la fibra en ovinos domésticos

La longitud de la fibra está directamente relacionada con dos variables, la tasa de crecimiento y el tiempo en el cual se da este crecimiento, por lo que hay razas con una tasa más lenta de crecimiento o un periodo más corto de crecimiento. Estas variables se combinan en las distintas razas para dar el tamaño de la fibra (Pérezgrovas *et al.*, 1994).

Ovinos domésticos de lana

El ciclo de crecimiento de los folículos secundarios en el merino parece ser de ocho años de duración y se cree que algunos folículos nunca mudan durante la vida de las ovejas (Ryder, 1965).

El diámetro promedio de la fibra de lana en la oveja chiapas es de 35,7 μm y difiere de acuerdo a la variedad: negro (35.9 μm), café (33.9 μm) y blanco (37.1 μm) (Pérezgrovas *et al.*, 1994).

El vellón de la raza karakul es de doble revestimiento. Las fibras pilosas externas son bastante largas y brillantes; el diámetro de la fibra de lana varía de los 16 a los 158 μm , con un diámetro promedio de 32 μm y una moda de 30 μm (Ryder *et al.*, 1968).

El vellón del merino es muy uniforme, está compuesto casi exclusivamente de fibras de lana, aunque en dos rebaños se han identificado fibras heterotípicas meduladas. Las fibras de kemp presentes en la lana del Merino no tienen una estimación directa en cuanto a su proporción, ya que sólo tienden a estar presentes en pequeñas cantidades entre las diferentes variedades y rebaños (Hatcher, 2002).

Aun en individuos de la misma raza puede existir variación en las características de las fibras. Por ejemplo, en la oveja chiapas que presenta tres fenotipos en cuanto al color de la capa de fibras que la recubren (blanco, café y negro), en las ovejas con cubierta negra existe un mayor porcentaje de fibras kemp y fibras meduladas que en las variedades fenotípicas blanco y café, particularidad que ayudó, en estudios posteriores, a la caracterización de la raza (Pérezgrovas *et al.*, 1994). Esto puede deberse al diferente origen genético de estas tres variedades (razas lacha, churra y manchega).

Existen similitudes durante el verano entre las razas merino y romney, debido a que hay un ligero aumento de fibras primarias, pero esto no ocurre durante el invierno. Generalmente, la cantidad de fibras primarias en las razas merino y romney es menor que en otras razas, con excepción de la carpetmaster, una raza de Nueva Zelanda, productora de lana alfombra. Otra diferencia de las razas, es la variación que se observa en las épocas del año, debido a que los folículos secundarios muestran una clara variación estacional, ya que en todas las razas, el

número máximo de fibras es durante diciembre (invierno) y el mínimo en julio (verano) (Champion and Robards, 2000).

La relación de folículos secundarios/primarios varía en las diferentes líneas de merino, siendo más alta en líneas de lana fina y más baja en líneas con lana gruesa. Por ejemplo, en la raza romney, la relación de folículos secundarios/primarios es mayor y el diámetro de la fibra menor que en otras razas de merino; esto se debe a la selección hacia la calidad de la lana ejercida durante los últimos 40 años (Champion and Robards, 2000). Lo mismo se ha reportado en otras razas, como la suffolk y la ryeland (Champion and Robards, 2000).

Ovinos domésticos de pelo

Aunque la información sobre las ovejas de pelo es escasa, el vellón de la oveja damara tiene una capa exterior de kemp y otra interior de lana. El vellón se desprende completamente durante todo el año. Las ovejas jóvenes damara tienden a tener una capa exterior más larga y una mayor proporción de fibras de lana, las que se pierden conforme crecen (Hatcher, 2002). Las ovejas dorper tienen un vellón conformado por lana y kemp (Hatcher, 2002).

Pelibuey

Los antecedentes históricos del origen de la raza pelibuey nos remiten al continente africano, por las similitudes que tiene con los ovinos del oeste de África (West african). Estas ovejas se introdujeron a los países del Caribe, posiblemente en los viajes en los que se traían esclavos para la agricultura y la minería, de ahí llega a México por la península de Yucatán y al sureste mexicano por lo que fue conocido como borrego pelibuey o tabasco. Sus principales características son su rusticidad y estar desprovistos de lana, lo que facilitó su adaptación al nuevo ambiente (López *et al.*, 2012). Sin embargo, no existe información sobre la actividad o recambio de los folículos pilosos en esta raza.

MOLÉCULAS QUE PARTICIPAN EN EL DESARROLLO DEL FOLÍCULO

Cualquier explicación general del control del crecimiento de la fibra debe tener en cuenta tres fundamentos característicos, en primer lugar, los cambios en los folículos pilosos no son simplemente cambios aislados, sino más bien el resultado de ritmos intrínsecos del propio folículo modulados por factores sistémicos (Nixon, 1989).

En segundo lugar, la interacción que existe entre la papila dérmica y la matriz germinal, ya que la papila es la que induce la proliferación epidérmica por medio de factores de crecimiento y de señalización (Nixon, 1989).

El tercer factor que modifica el crecimiento del folículo son los estímulos ambientales que actúan sobre los mediadores neuroendocrinos. Los ciclos de muda se ajustan para cumplir con las condiciones ambientales a través de la acción de las fluctuaciones en las concentraciones de hormonas. Numerosos estudios han demostrado la importancia de varias hormonas en el ciclo del pelo, por ejemplo la melatonina producida en la glándula pineal, que ajusta los ciclos anuales e indica cambios ambientales (la luz, la dieta y la temperatura se combinan para controlar los cambios de pelaje) (Ryder, 1958; Nixon, 1989; Beek *et al.*, 2008; Galbraith, 2010).

La actividad del folículo está regulada por el fotoperiodo, iniciando su actividad en los días largos y la inactividad en días cortos. Los cambios en el fotoperiodo modifican los ritmos de secreción de melatonina a través de la glándula pineal, que a su vez afecta el crecimiento del pelo, tanto en cabras de cachemira como en ovinos de la raza wiltshire y en la oveja primitiva soay. Sin embargo las diferencias entre ovinos y caprinos radican en la gran variación genética en la susceptibilidad del folículo para detener su actividad (Ansari-Renani *et al.*, 2011).

La duración de la fase de anagén está determinada genéticamente para cada fibra y por las características propias de la especie (Galbraith, 1998). El mecanismo por el cual algunos folículos están en fase de anagén y otros folículos en telogén

durante la misma época, todavía es desconocido; Sin embargo se sabe que la secreción de melatonina proveniente de la glándula pineal es el evento clave en la modulación neuroendocrina para la regulación directa del folículo. Las hormonas esteroideas también participan en la regulación de la actividad del folículo; por ejemplo, los andrógenos regulan el inicio de la fase de anagén y prolongan la fase de telogén en el ciclo del folículo. La disminución de testosterona circulante en días cortos probablemente contribuya a la muda del hámster (Murmahmoudi *et al.*, 2011).

Glándula pineal y melatonina

Se desconoce si la melatonina actúa de forma directa o indirecta sobre el folículo piloso para regular el crecimiento de la fibra, ya que los intentos por localizar el receptor para melatonina en la piel no han tenido éxito. No obstante, se tiene la evidencia que la melatonina influye en el crecimiento del folículo a través de sus efectos sobre otras hormonas. Por ejemplo, en el hámster se han encontrado efectos directos de melatonina sobre la melanogénesis dentro del folículo (Nixon, 1989).

Hipófisis y prolactina

La hipófisis juega un papel clave en la regulación de los ciclos de muda, esto se ha demostrado al realizar estudios con animales hipofisectomizados o con autoinjertos del hipotálamo. Por ejemplo, el crecimiento de lana cesa en ovejas hipofisectomizadas. En cuanto a otras hormonas, no se logró observar un aumento en el crecimiento de la lana al administrar hormona de crecimiento bovina, sin embargo, si se obtuvo respuesta cuando se aplicó extracto de hipófisis (Nixon, 1989).

La prolactina parece influir en el ciclo del folículo piloso mediante la sincronización de la fase de crecimiento, lo que da como resultado la muda. En ovejas wiltshire por ejemplo, el aumento en las concentraciones circulantes de prolactina ocasiona cambios en la expresión génica de moléculas importantes del ciclo celular,

sincronizando la expresión de ARN y la formación de componentes estructurales del folículo piloso (Truffaut *et al.*, 1999; Montenegro, 2003). Sin embargo, el efecto de la prolactina circulante puede estar asociado a otras condiciones fisiológicas como la gestación y la lactancia, por lo que se puede tener una muda no estacional. Por ejemplo, en ratones la muda se relaciona con la edad del animal y estado reproductivo (Montenegro, 2003).

También en ratones, los receptores para prolactina se expresan en la vaina radicular interna y externa, regulando la fase de anagén, cuando la longitud de la vaina radicular interna va en aumento (Montenegro, 2003).

Otras glándulas y hormonas

La tiroides también juega un papel importante ya que la tiroxina estimula el aumento en la tasa de crecimiento de la lana, aunque reduce la duración del crecimiento, por lo que la longitud final de la fibra se mantiene (Nixon, 1989), sin embargo Ryder (1979), administrando tiroxina no logró manipular la actividad del folículo en ovejas soay.

En general, las hormonas de la glándula adrenal inhiben el crecimiento de la fibra. La adrenalina inhibe el crecimiento, el desprendimiento y frena la propagación de la onda de crecimiento del vellón. Sin embargo, se ha reportado que el cortisol se eleva durante las mudas de verano e invierno (Nixon, 1989).

Por otro lado, se sospecha que las hormonas gonadales pueden influir en el crecimiento del folículo, ya que existe una relación entre la reproducción y la muda estacional, debido a que generalmente la pubertad coincide con la adquisición del pelaje de adulto. Además, el control de la secreción de hormonas sexuales (gonadotropinas) también está influenciado por melatonina y por el fotoperiodo. Aunque las hormonas sexuales no tienen un efecto sincronizador de los ciclos del folículo, pueden afectar la forma de la fibra (Nixon, 1989).

Estudio de ovejas continuas y estacionales.

Los ovinos son clasificados como reproductores estacionales de días cortos debido a que su época reproductiva se inicia al final del verano y principios de otoño, cuando las horas luz disminuyen. La época de anestro comienza a finales del invierno, cuando las horas luz aumentan y se caracteriza por la ausencia de ovulación (Hafez, 1952; Karsch *et al.*, 1984; Arroyo *et al.*, 2007).

En los ovinos existen marcadas diferencias raciales en cuanto al grado de estacionalidad, pues las razas provenientes de latitudes mayores a los 35°, como las inglesas (suffolk, hamshire, scottish blackface), exhiben una marcada estacionalidad (Malpaux *et al.*, 1996; Valencia y Arroyo, 2005), mientras que las razas originarias de zonas mediterráneas o menos septentrionales (merino, rambouillet, dorset, dorper) manifiestan una estacionalidad menor. Existen otras razas, originarias de latitudes tropicales o subtropicales, en las que esta estacionalidad es mucho menos marcada o prácticamente nula; la raza pelibuey pertenece a este último grupo (Trujillo, 2005; Valencia y Arroyo, 2005).

En un estudio realizado por Arroyo *et al.* (2007) se comprobó que las ovejas pelibuey mantienen su actividad ovulatoria durante dos años seguidos (6/10 ovejas) por lo que es el primer estudio en afirmar que existen ovejas pelibuey con actividad reproductiva continua.

A partir de esto, se desarrolló un protocolo para identificar ovejas Pelibuey con actividad reproductiva continua y estacional. El protocolo de identificación de los dos tipos de animales ha consistido en empadrear a las ovejas en los meses de junio y julio, para que paran en noviembre y diciembre, lleven a cabo sus tres meses de lactación y sean destetadas en marzo. Posteriormente, se les toma una muestra de sangre en la tercera semana de abril y otra en la cuarta semana para analizar las concentraciones plasmáticas de progesterona por radioinmunoensayo en fase sólida y así poder identificar a las ovejas con actividad ovulatoria. Se consideran como ovejas continuas a las que ovulan durante el mes de abril (la

época de anestro más profundo) durante al menos tres años consecutivos, y las que no lo hacen son estacionales (Hanocq *et al.*, 1999). Es importante mencionar que aquellas ovejas que manifiestan actividad reproductiva en el mes de abril en este protocolo, lo hacen a pesar de haber llevado la carga fisiológica de la gestación y la lactación, encontrarse en plena época de anestro y mantenerse aisladas de los machos.

La principal desventaja de este protocolo consiste en que para que una hembra se considere continua, se requiere que haya ovulado bajo las condiciones mencionadas, al menos durante tres años consecutivos. Esto, además del tiempo, trabajo y costo que representa, tiene como desventaja que para cuando se conoce que una oveja es continua ya la hembra es demasiado madura o vieja y, por lo mismo, resulta difícil obtener descendencia de ella o bien, es posible que se enferme y muera.

Dado que los cambios en la actividad de los folículos pilosos, es decir, del crecimiento y muda del pelaje están regidos por el fotoperiodo y que las ovejas continuas al parecer no se rigen por el fotoperiodo, es posible que los cambios en el ciclo o ciclos de los folículos también sean diferentes a los de las ovejas estacionales. Estas diferencias podrían constituir un método fenotípico de rápida identificación.

HIPÓTESIS

Las ovejas pelibuey con actividad reproductiva continua, a diferencia de las estacionales, no presentan variaciones a lo largo del año en la actividad y relación de los folículos primarios y secundarios productores de pelo y lana.

OBJETIVOS

1. Caracterizar histológicamente los folículos primarios, secundarios y sus estructuras anexas, en la oveja pelibuey.
2. Determinar y evaluar mediante cortes histológicos las variaciones en las diferentes estaciones del año, en el número y actividad de los folículos primarios y secundarios en las ovejas pelibuey con actividad reproductiva continua o estacional.
3. Identificar a lo largo de un año, la actividad de los folículos primarios y secundarios en ovejas pelibuey, con actividad reproductiva continua o estacional.
4. Determinar la relación de folículos primarios y secundarios en ovejas pelibuey con actividad reproductiva continua o estacional a lo largo de un año.

MATERIAL Y MÉTODOS

El trabajo se realizó en el Centro de Enseñanza, Práctica e Investigación en Producción y Salud Animal (CEPIPSA), perteneciente a la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional Autónoma de México, ubicado en el km 28.5 de la carretera federal México-Cuernavaca, a 19° 13' longitud Norte y 99° 8' longitud Oeste y una altura de 2,760 msnm. El clima de la región es de tipo c (w) b (ij), que corresponde a semifrío-semihúmedo, con lluvias en el verano y una precipitación pluvial de 800 a 1,200 mm (García, 1981).

TOMA DE MUESTRAS

Se seleccionaron 24 ovejas pelibuey identificadas por su actividad reproductiva estacional (n=9) o continua (n=15) (Roldán *et al.*, 2015).

Cada 45 días, durante 13 meses consecutivos, se tomó una muestra de piel del costado medio derecho del animal (O'Neill *et al.*, 1993). Previo a la toma de muestra, se rasuró una superficie de 25 cm², se lavó con jabón quirúrgico, se aplicó 1 mL de lidocaína al 2% vía subcutánea para realizar anestesia local (Flood *et al.*, 1989; Mirmahmoudi *et al.*, 2011). Posteriormente, se desinfectó con cloruro de benzalconio y se embrocó con yodo para que la muestra se obtuviera de forma aséptica.

Las muestras se tomaron con un punzón de Keyes (sacabocados) de 10 mm de diámetro (Carter *et al.*, 1957; Mirmahmoudi *et al.*, 2011), el punzón de Keyes se colocó en el centro de la zona rasurada y se comenzó a girar en dirección a las manecillas del reloj y posteriormente en sentido contrario hasta lograr el corte de la piel, posteriormente se tomó la piel con pinzas de disección sin dientes, separándola del tejido subcutáneo con tijeras de cirugía. La muestra se colocó en un frasco con 10 mL de formalina acuosa al 10% a pH neutro (Mirmahmoudi *et al.*, 2011; Mobini, 2012) (Anexo 2). Cada frasco fue previamente identificado con el número del animal y la fecha de colección de la muestra. La incisión se suturó con un punto de colchonero, usando nailon, adosando los planos para favorecer la

cicatrización. Posteriormente se aplicó Aluspray¹ como cicatrizante. Los muestreos posteriores se colectaron siguiendo el sentido de las manecillas del reloj, cuidando que exista una separación de cuatro centímetros entre una zona de la piel de donde se tomó la muestra y la siguiente (Flood *et al.*, 1989; O'Neill *et al.*, 1993), como se muestra en la Figura 8.

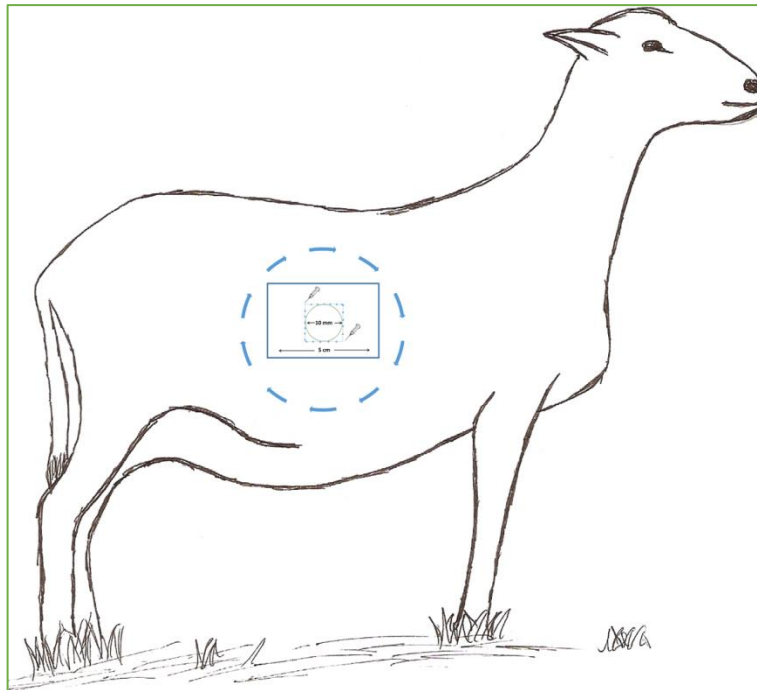


Figura 8. Sitio de la toma de muestra de piel.

PROCESAMIENTO DE LAS MUESTRAS

Las muestras se trasladaron a la Facultad de Medicina en la UNAM, al laboratorio de técnicas histológicas del departamento de Biología Celular y Tisular, siguiendo con el procedimiento del laboratorio, se les asignó un número. Posteriormente, se lavaron para quitar el excedente de formalina acuosa y se colocaron en un procesador de tejidos². Las muestras se sumergieron en distintas concentraciones

¹ Aluspray es una marca registrada por VETOQUINOL, S.A.

² Tissue-tec-II es una marca registrada por Sakura Finetek Japan Kabushiki Kaisha, D/b/a Sakura Finetek Japan Co., Ltd.

y tiempos de alcoholes, xiloles y parafina (Carter *et al.*, 1957), de acuerdo con el protocolo de inclusión (Cuadro 2).

Cuadro 2. Protocolo de inclusión en parafina de las muestras de piel (Carter *et al.*, 1957).

| Sustancia Química | Tiempo |
|-----------------------------------|-------------------|
| Alcohol al 50% | 1 hora |
| Alcohol al 60% | 1 hora 15 minutos |
| Alcohol al 70 % | 1 hora 30 minutos |
| Alcohol al 80% | 1 hora 30 minutos |
| Alcohol al 96% | 2 horas |
| Alcohol al 96% | 1 hora 30 minutos |
| Alcohol absoluto | 1 hora 45 minutos |
| Alcohol Absoluto | 1 hora 30 minutos |
| Xilol al 99.5% | 1 hora 30 minutos |
| Xilol 99.5% | 1 hora 15 minutos |
| Parafina líquida a menos de 60 °C | 1 hora 30 minutos |
| Parafina líquida a menos de 60 °C | 2 horas |

Las muestras se colocaron en una estufa a 60°C por una hora. Para la formación del bloque de parafina, la muestra se retiraron de la estufa, se colocaron en un recipiente de metal que tiene la forma del bloque y con la ayuda de un incluidor se vertió parafina líquida sobre la muestra. Posteriormente, el tejido se colocó en una platina a -20°C, promoviendo la solidificación del bloque, para almacenarlo y después cortarlo.

Para realizar los cortes, las muestras se colocaron en un microtomo³. Previamente, se revisó que el aparato se encontrara calibrado para cortar a 7 µm de grosor (Carter *et al.*, 1957; Flood *et al.*, 1989; Nixon, 1993) y se procedió a rebajar el bloque hasta que se obtuvieron muestras. En promedio, se obtuvieron 25 muestras de diferentes niveles de la piel (Nixon, 1993; Summer *et al.*, 1993). Al

³ Leica RM212 es una marca registrada por Copyright Leica Biosystems Nussloch GmbH 2015

cortar el tejido, cada tres cortes se recuperó una muestra (Ansari-Renani *et al.*, 2011), el total de muestras recuperadas se montaron en un portaobjetos y se les agregó alcohol al 30% para comenzar la distención de la muestra, la cual concluyó en el baño de flotación a 45°C (Carter *et al.*, 1957). Una vez concluida la distención, la muestra se levantó con la ayuda de un portaobjetos y se colocó en una canastilla para su almacenamiento y para proceder a la tinción.

Antes de teñir las muestras, se colocaron en una estufa por 30 minutos, para quitar el excedente de parafina, después se rehidrataron con 30 baños en cada una de las soluciones de Xilol, Xilol, alcohol absoluto, alcohol absoluto, alcohol al 96%, alcohol al 96% y agua corriente (Carter *et al.*, 1957). Finalizada la rehidratación se continuó con la tinción de Sacpic a base de azul de Celestina, Hematoxilina de Gill, Safranina y Ácido pícrico/ etanol modificado, siguiendo lo descrito por Nixon (1993), con algunas modificaciones:

- 1.- Cinco baños en agua destilada.
- 2.- Sumergir por cinco minutos en Azul de Celestina.
- 3.- Un baño con agua corriente.
- 4.- Cinco baños con agua destilada.
- 5.- Sumergir por tres minutos en Hematoxilina de Gill.
- 6.- Sumergir en agua corriente hasta quitar el excedente de Hematoxilina.
- 7.- Dos baños en solución de Scott.
- 8.- Diez baños en agua corriente.
- 9.- Cinco baños en agua destilada.
- 10.- Sumergir en Safranina por cinco minutos.
- 11.- Un baño en alcohol al 75%.
- 12.- Un baño en alcohol al 96%.

- 13.- Cinco baños en agua destilada.
- 14.- Cuatro baños en Ácido Pícrico.
- 15.- Un baño en alcohol al 96%.
- 16.- Un baño en alcohol al 75%.
- 17.- Cinco baños en agua destilada.
- 18.- Dos baños en Carmin/ Pícrico/ Índigo.
- 19.- Cinco baños en agua destilada.
- 20.- Un baño en agua corriente.

Después del baño con agua corriente se comenzó a deshidratar el tejido, dando 30 baños en cada una de las siguientes soluciones: alcohol al 96%, alcohol al 96%, alcohol absoluto, alcohol absoluto, xilol y xilol (Prophet *et al.*, 1995).

Teñidas las muestras se agregó un polímero que al solidificar fijó la muestra al portaobjetos para asegurar una distribución y aclaramiento adecuado, se colocó un cubreobjetos y se dejó secar (Montaje de las muestras).

Con la ayuda de un microscopio invertido y con aumento de 10 X, 25 X y 40 X (Champion and Robards, 2000), se clasificaron los folículos en primarios o secundarios, se determinó si se encontraban activos o inactivos y se estableció la relación que existía entre ellos (Ryder *et al.*, 1968; Antonini, 2010; Mirmahmoudi *et al.*, 2011).

Se consideró como folículo primario aquel que estuvo asociado a una glándula sudorípara, glándula sebácea y músculo piloerector y como folículo secundario, el que sólo tuvo relación con una glándula sebácea (Ryder *et al.*, 1968). La clasificación de los folículos activos se determinó mediante la presencia de una coloración rojiza en la vaina radicular interna del folículo. El análisis de la actividad folicular se realizó por debajo de la glándula sebácea (Mirmahmoudi *et al.*, 2011).

Para hacer la medición del diámetro de los folículos y determinar el tipo de fibra al cual dio origen; además de su asociación con la glándula sudorípara, glándula sebácea y músculo piloerector, se digitalizaron muestras con la ayuda de una cámara⁴, posteriormente con el uso de un programa de cómputo⁵ (Adobe Photoshop CS6) se editaron y analizaron. Para poder estandarizar se digitalizó una reglilla graduada de 1,000 μm , en aumentos de 4 X, 10 X, 25 X y 40 X, para compararla con el tamaño de la fotografía y poder estimar cuantos micrómetros medía el folículo.

ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Se realizó un análisis descriptivo para conocer el número de folículos primarios y secundarios, su diámetro, relación y recambio a lo largo del año. La relación de folículos secundarios con primarios se realizó dividiendo el número de folículos secundarios sobre los folículos primarios en las diferentes épocas del año.

Las variables en estudio fueron Folículos Activos Secundarios (FAS), Folículos Inactivos Secundarios (FIS), Activos en Proanagén (AP), Activos en Anagén (AA), Activos en Catagén (AC), Folículos Primarios Inactivos-Telogén (FPI), Folículos Primarios totales (FP), Folículos Primarios Activos (FPA), Folículos Secundarios (FS), Total de Folículos (TF), Proporción de Folículos Primarios (PFP), Proporción de Folículos Secundarios (PFS), Relación de folículos Secundarios con Primarios (RSP) y Relación de folículos Secundarios con Primarios Activos (RSA).

Con el análisis de las muestras se generó la base de datos, separando los folículos primarios, secundarios, activos e inactivos en cada muestreo y se procedió a establecer las relaciones existentes entre ellos. Teniendo en cuenta que previamente se tenían identificados a los animales como continuos o estacionales, mediante concentraciones de progesterona (Valencia *et al.*, 2010).

⁴ Nikon d3200 marca registrada por Nikon Corporation

⁵ Adobe Photoshop CS6 es una marca registrada por Photoshop y Adobe.

El análisis se realizó usando el programa IBM SPSS Statistics versión 22⁶ para obtener los valores de estadística descriptiva (media y desviación estándar) de los dos tipos de animales (Continuos o Estacionales) y de acuerdo a las estaciones del año (Primavera, Verano, Otoño e Invierno) en que se obtuvieron las muestras. Con estos mismos datos se realizó correlación entre variables y análisis de varianza para determinar la significancia de las características reproductivas y de la estación.

Los modelos generales fueron:

$$Y_{ijk} = \mu + C_i + E_j + (C_{ij} + E_j) + \varepsilon_{ijk}$$

$$Y_{ij} = \mu + E_j + \varepsilon_{ij}$$

$$Y_{ij} = \mu + C_i + \varepsilon_{ij} \text{ en cada estación}$$

Donde Y_{ij} o (Y_{ijk}) es la observación a estudiar

μ es la media general

C_i es el efecto de la condición reproductiva (1: Continua, 2: Estacional)

E_j es la estación (1: Primavera, 2: Verano, 3: Otoño, 4: Invierno)

$(C_{ij} + E_j)$ es la interacción de condición reproductiva más la estación

ε_{ijk} el error experimental ($P < 0.05$)

RESULTADOS

Con el fin de conocer las estructuras epiteliales en la piel de la oveja pelibuey, se llevaron a cabo una serie de cortes histológicos y así, poder comparar las estructuras descritas con las de otras razas.

En un corte longitudinal (Figura 9) se muestra un folículo primario en el cual se observa la fibra rodeada en la porción proximal por la vaina radicular interna, la

⁶ SPSS/Pc es una marca registrada por SPSS Inc. COMMAND TECHNOLOGY CORPORATION

vaina radicular externa, asociado con la glándula sudorípara, glándula sebácea, músculo piloerector y capilares que nutren al folículo.

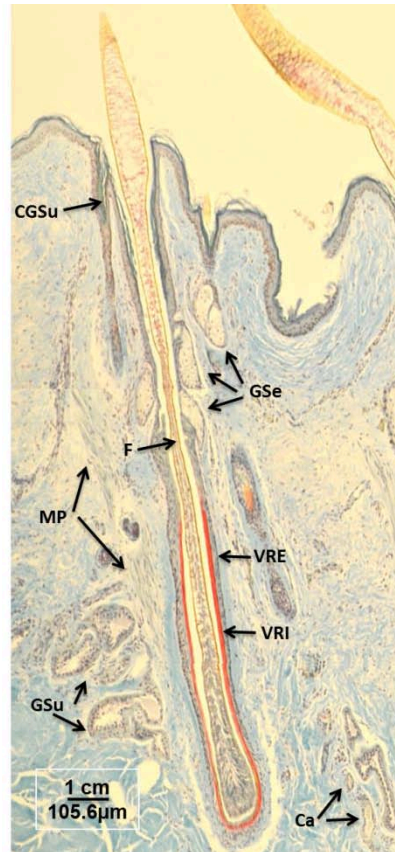


Figura 9. Folículo primario asociados a estructuras anexas en corte longitudinal. La fibra (F); la vaina radicular interna, (VRI); la vaina radicular externa (VRE); glándula sudorípara (GSu); glándula sebácea (GSe); músculo piloerector (MP); capilares (Ca) y conducto de glándula sudorípara (CGSu) .

En la Figura 10 se muestra un corte longitudinal del folículo primario con sus estructuras: bulbo (B), la papila (Pa), la región de diferenciación (RD), la región de trichohialina (RT), la región de pre-queratinización (RP), la región de queratinización (RQ); que se continúa para formar la vaina radicular interna (VRI) que está formada por la capa de Henle (Che), la capa de Huxley (Chu) y la cutícula del folículo (CFo). Adherido a la capa de Henle, se encuentra la vaina radicular

externa (VRE) y unida a la cutícula del folículo se sitúa la cutícula de la fibra (CFi). Junto a la cutícula de la fibra se encuentra la corteza y en el centro la médula (M).

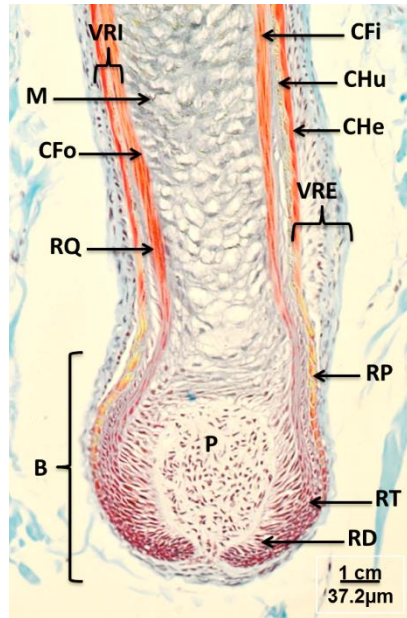


Figura 10. Anatomía del folículo primario en corte longitudinal. Bulbo (B); la papila (Pa), la región de diferenciación (RD); la región de trichohialina (RT); la región de pre- queratinización (RP); la región de queratinización (RQ); la vaina radicular interna (VRI); formada por la capa de Henle (Che), la capa de Huxley (Chu) y la cutícula del folículo (CFo); la vaina radicular externa (VRE); la cutícula de la fibra (CFi); la médula (M).

En la Figura 11, se observa en un corte transversal de la piel la asociación de los folículos primarios con los secundarios (FP+FS); además del número de glándulas sebáceas que rodean a los folículos secundarios, mientras que en la Figura 12, se observan las estructuras del folículo primario (FP) asociado a un mayor número de glándulas sebáceas.

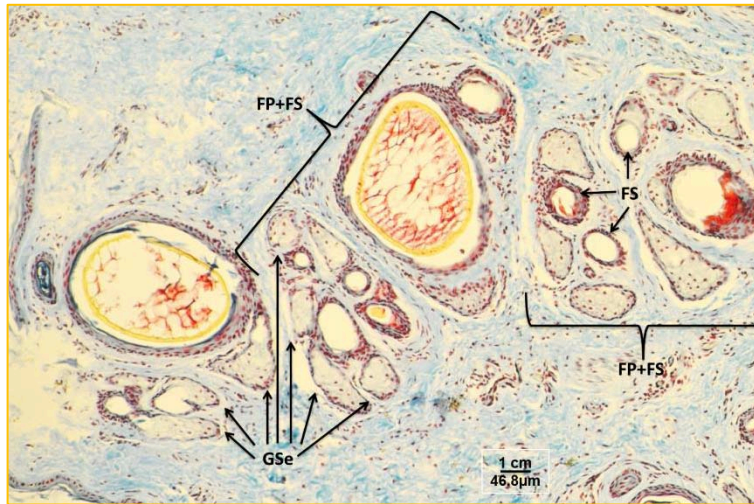


Figura 11. Folículos primarios asociados a folículos secundarios. El folículo primario con los folículos secundarios (FP+FS); glándulas sebáceas (GSe).

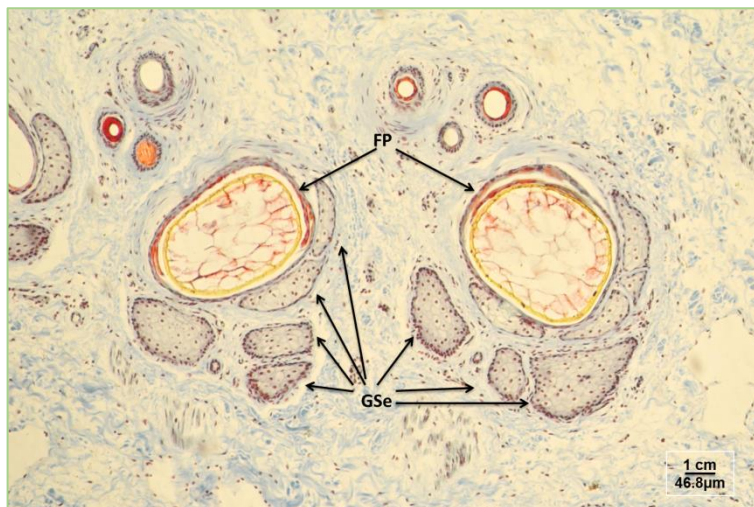


Figura 12. Folículos primarios asociados a más de una glándula sebácea. Folículos primarios (FP); glándulas sebáceas (GSe).

En la Figura 13 se muestra un corte transversal del folículo donde se observan dos fibras en un mismo folículo, una fibra es de kemp y la otra de pelo.

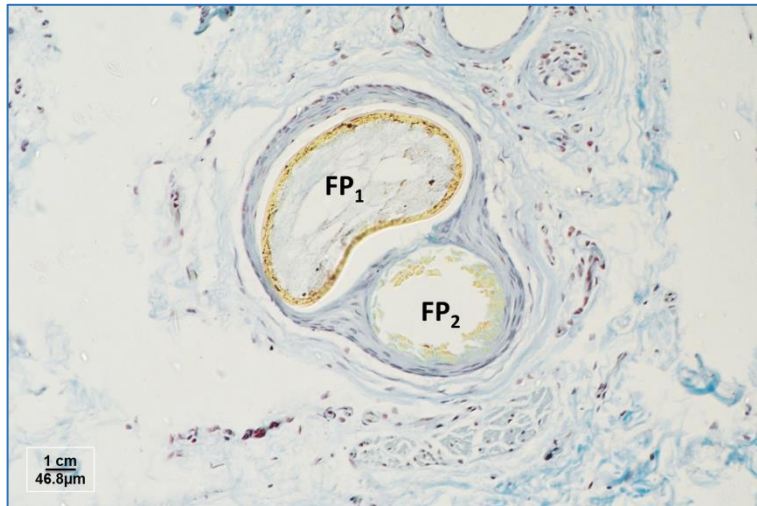


Figura 13. Folículo primario con dos fibras. La fibra más grande (FP₁) es de Kemp, la más pequeña (FP₂) es de pelo.

La Figura 14 muestra folículos secundarios en un corte transversal con un diámetro menor a los 20 μm.

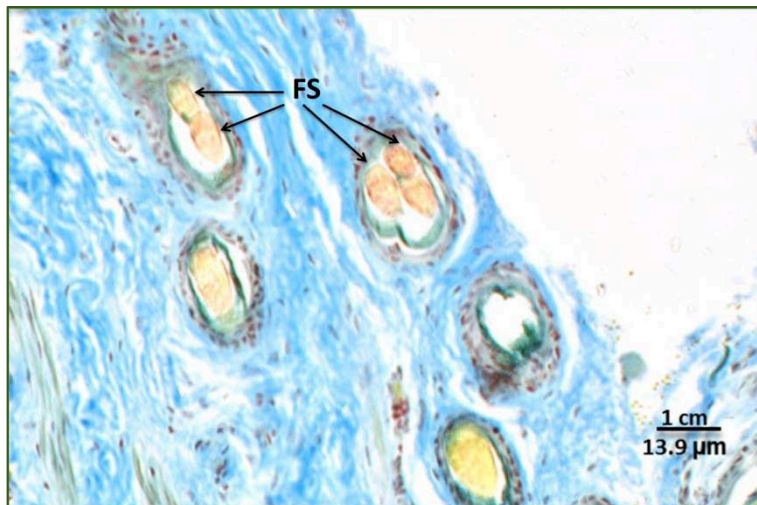


Figura 14. Corte transversal de folículos secundarios con un diámetro menor a los 20 μm. Corte transversal con folículos secundarios (FS) con un diámetro menor a los 20 μm.

En un corte longitudinal se observó una fibra que se dividió en dos porciones en la porción distal, como se muestra en la Figura 15.



Figura 15 Corte longitudinal de una fibra que presenta una ramificación en la porción distal. Fibras de Kemp (F) con ramificación (R).

En la Figura 16 se muestran las variaciones en los tipos de fibra a lo largo del año, observándose una alta producción de Kemp, incluso superando a la de pelo durante el verano y otoño.

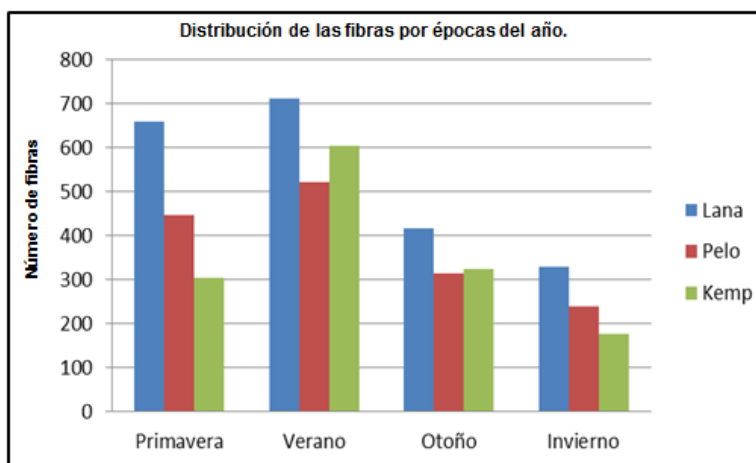


Figura 16. Distribución de las diferentes fibras en las épocas del año

Se analizaron 40,884 folículos incluyendo sus fibras y estructuras anexas con el fin de determinar si existe un efecto estacional en el número y tipo de folículo, los resultados descriptivos se muestra en la Figura 17. Con estos datos se calculó la

relación de folículos secundarios con primarios (S/P) en cada estación y los valores obtenidos fueron 1.2, 1.3, 1.2 y 1.3 para primavera, verano, otoño e invierno, respectivamente, siendo valores muy similares ($P \geq 0.05$). Por esta razón y con el fin de conocer el comportamiento de las variables en estudio, se realizaron una serie de análisis estadísticos, comprendiendo primero, las medidas de tendencia central y de dispersión, y posteriormente el análisis de varianza.

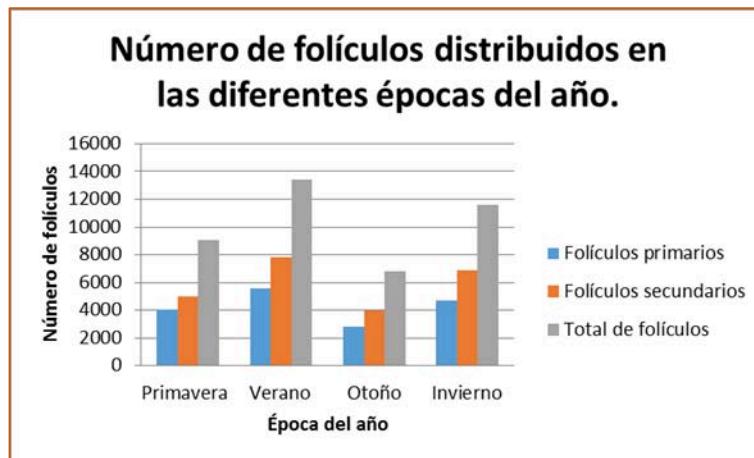


Figura 17. Distribución de los folículos en las distintas épocas del año.

En los Cuadros 3 y 4 se muestran las medias y desviaciones estándar de las variables, separadas por actividad reproductiva (Cuadro 3) y por estación del año (Cuadro 4). En el cuadro 5 se incluyen las mismas variables de acuerdo a la estación, pero separando los valores de las ovejas continuas y las estacionales, para hacer notar la diferencia entre los dos grupos experimentales.

Cuadro 3. Medias y desviaciones estándar de las diferentes variables, divididas por actividad reproductiva.

| Variable | CONTINUAS | | | ESTACIONALES | | | GENERAL | | |
|----------|-----------|--------|---------------------|--------------|--------|---------------------|---------|--------|---------------------|
| | N | Media | Desviación Estándar | N | Media | Desviación Estándar | N | Media | Desviación Estándar |
| FAS | 150 | 31.21 | 28.28 | 90 | 51.26 | 69.85 | 240 | 38.73 | 49.04 |
| FIS | 150 | 59.79 | 56.75 | 90 | 58.76 | 51.65 | 240 | 59.40 | 54.78 |
| AP | 150 | 12.63 | 9.65 | 90 | 11.97 | 11.29 | 240 | 12.38 | 10.27 |
| AA | 150 | 22.20 | 16.61 | 90 | 25.88 | 21.53 | 240 | 23.58 | 18.65 |
| AC | 150 | 8.72 | 7.48 | 90 | 9.89 | 8.57 | 240 | 9.16 | 7.91 |
| FPI | 150 | 27.58 | 23.99 | 90 | 23.17 | 17.94 | 240 | 25.92 | 21.98 |
| FP | 150 | 71.13 | 33.47 | 90 | 70.90 | 35.53 | 240 | 71.04 | 34.18 |
| FPA | 150 | 43.55 | 23.00 | 90 | 47.73 | 28.96 | 240 | 45.12 | 25.42 |
| FS | 150 | 91.01 | 75.33 | 90 | 110.01 | 101.14 | 240 | 98.13 | 86.21 |
| TF | 150 | 162.13 | 101.86 | 90 | 180.91 | 129.26 | 240 | 169.18 | 113.02 |
| PFP | 150 | 0.50 | 0.15 | 90 | 0.46 | 0.17 | 240 | 0.48 | 0.16 |
| PFS | 150 | 0.50 | 0.66 | 90 | 0.54 | 0.17 | 240 | 0.52 | 0.16 |
| RSP | 150 | 1.19 | 0.66 | 90 | 1.44 | 0.83 | 240 | 1.28 | 0.74 |
| RSA | 150 | 2.78 | 4.67 | 90 | 2.63 | 2.85 | 240 | 2.73 | 4.08 |

Las variables en estudio fueron: Folículos Activos Secundarios (FAS), Folículos Inactivos Secundarios (FIS), Folículos Primarios Activos en Proanagén (AP), Folículos Primarios Activos en Anagén (AA), Folículos Primarios Activos en Catagén (AC), Folículos Primarios Inactivos (FPI), Folículos Primarios (FP), Folículos Primarios Activos (FPA), Folículos Secundarios (FS), Total de Folículos (TF), Proporción de Folículos Primarios (PFP), Proporción de Folículos Secundarios (PFS), Relación de Folículos Secundarios con Primarios (RSP), Relación de Folículos Secundarios con Primarios Activos (RSA).

Cuadro 4. Medias y desviaciones estándar de las diferentes variables, divididas por época del año.

| Variable | PRIMAVERA | | | VERANO | | | OTOÑO | | | INVIERNO | | |
|----------|-----------|--------|---------------------|--------|--------|---------------------|-------|--------|---------------------|----------|--------|---------------------|
| | N | Media | Desviación Estándar | N | Media | Desviación Estándar | N | Media | Desviación Estándar | N | Media | Desviación Estándar |
| FAS | 48 | 43.48 | 44.38 | 72 | 49.76 | 67.60 | 48 | 35.98 | 48.17 | 72 | 26.36 | 20.10 |
| FIS | 48 | 60.52 | 57.94 | 72 | 59.17 | 53.74 | 48 | 47.44 | 49.39 | 72 | 66.88 | 56.78 |
| AP | 48 | 11.90 | 10.27 | 72 | 15.28 | 12.81 | 48 | 8.88 | 5.75 | 72 | 12.14 | 9.08 |
| AA | 48 | 35.19 | 23.01 | 72 | 27.26 | 18.89 | 48 | 19.79 | 13.62 | 72 | 14.68 | 12.07 |
| AC | 48 | 11.79 | 8.85 | 72 | 11.69 | 9.07 | 48 | 7.52 | 6.31 | 72 | 5.96 | 5.17 |
| FPI | 48 | 25.06 | 20.90 | 72 | 23.38 | 21.46 | 48 | 22.71 | 20.27 | 72 | 31.19 | 23.71 |
| FP | 48 | 83.94 | 32.16 | 72 | 77.61 | 35.28 | 48 | 58.90 | 28.60 | 72 | 63.97 | 34.00 |
| FPA | 48 | 58.88 | 27.53 | 72 | 54.24 | 26.83 | 48 | 36.19 | 18.44 | 72 | 32.78 | 17.55 |
| FS | 48 | 104.00 | 86.51 | 72 | 108.93 | 99.12 | 48 | 83.42 | 86.85 | 72 | 93.24 | 70.23 |
| TF | 48 | 187.94 | 106.23 | 72 | 186.54 | 127.83 | 48 | 142.31 | 108.93 | 72 | 157.21 | 100.77 |
| PFP | 48 | 0.51 | 0.18 | 72 | 0.48 | 0.17 | 48 | 0.51 | 0.17 | 72 | 0.45 | 0.12 |
| PFS | 48 | 0.49 | 0.18 | 72 | 0.52 | 0.17 | 48 | 0.49 | 0.17 | 72 | 0.55 | 0.12 |
| RSP | 48 | 1.20 | 0.82 | 72 | 1.31 | 0.75 | 48 | 1.22 | 0.84 | 72 | 1.36 | 0.58 |
| RSA | 48 | 2.53 | 4.62 | 72 | 2.17 | 2.16 | 48 | 2.45 | 2.75 | 72 | 3.60 | 5.57 |

Folículos Activos Secundarios (FAS), Folículos Inactivos Secundarios (FIS), Folículos Primarios Activos en Proanagén (AP), Folículos Primarios Activos en Anagén (AA), Folículos Primarios Activos en Catagén (AC), Folículos Primarios Inactivos (FPI), Folículos Primarios (FP), Folículos Primarios Activos (FPA), Folículos Secundarios (FS), Total de Folículos (TF), Proporción de Folículos Primarios (PFP), Proporción de Folículos Secundarios (PFS), Relación de Folículos Secundarios con Primarios (RSP), Relación de Folículos Secundarios con Primarios Activos (RSA).

Cuadro 5. Medias y sus desviaciones estándar para todas las variables, de acuerdo al grupo (continuas o estacionales) al que corresponden, en las distintas épocas del año.

| | ÉPOCA | PRIMAVERA | | | VERANO | | | OTOÑO | | | INVIERNO | | |
|-----|--------------|-----------|--------|---------------------|--------|--------------------|---------------------|-------|--------|---------------------|----------|--------|---------------------|
| | | N | Media | Desviación Estándar | N | Media | Desviación Estándar | N | Media | Desviación Estándar | N | Media | Desviación Estándar |
| FAS | Continuas | 30 | 36.73 | 36.31 | 45 | 35.31 ^a | 30.20 | 30 | 27.93 | 27.86 | 45 | 25.62 | 18.43 |
| | Estacionales | 18 | 54.72 | 54.62 | 27 | 73.85 ^b | 99.85 | 18 | 49.39 | 69.19 | 27 | 27.59 | 22.95 |
| FIS | Continuas | 30 | 68.97 | 67.20 | 45 | 56.27 | 57.44 | 30 | 48.00 | 51.56 | 45 | 65.07 | 51.81 |
| | Estacionales | 18 | 46.44 | 35.23 | 27 | 64.00 | 47.58 | 18 | 46.50 | 47.00 | 27 | 69.89 | 65.16 |
| AP | Continuas | 30 | 12.60 | 11.69 | 45 | 14.00 | 10.39 | 30 | 9.87 | 5.99 | 45 | 13.11 | 9.27 |
| | Estacionales | 18 | 10.72 | 7.47 | 27 | 17.41 | 16.06 | 18 | 7.22 | 5.05 | 27 | 10.52 | 8.68 |
| AA | Continuas | 30 | 31.93 | 21.04 | 45 | 25.69 | 16.76 | 30 | 18.60 | 9.09 | 45 | 14.62 | 12.74 |
| | Estacionales | 18 | 40.61 | 25.68 | 27 | 29.89 | 22.07 | 18 | 21.78 | 19.12 | 27 | 14.78 | 11.09 |
| AC | Continuas | 30 | 11.70 | 8.11 | 45 | 11.84 | 8.93 | 30 | 5.53 | 3.95 | 45 | 5.73 | 4.91 |
| | Estacionales | 18 | 11.94 | 10.22 | 27 | 11.44 | 9.47 | 18 | 10.83 | 8.05 | 27 | 6.33 | 5.64 |
| FPI | Continuas | 30 | 29.00 | 24.05 | 45 | 24.84 | 24.45 | 30 | 22.80 | 22.13 | 45 | 32.56 | 24.43 |
| | Estacionales | 18 | 18.50 | 12.19 | 27 | 20.93 | 15.35 | 18 | 22.56 | 17.33 | 27 | 28.93 | 22.74 |
| FP | Continuas | 30 | 85.23 | 31.01 | 45 | 76.38 | 31.84 | 30 | 56.80 | 27.84 | 45 | 66.02 | 36.11 |
| | Estacionales | 18 | 81.78 | 34.79 | 27 | 79.67 | 40.94 | 18 | 62.39 | 30.31 | 27 | 60.56 | 30.52 |
| FPA | Continuas | 30 | 56.23 | 26.05 | 45 | 51.53 | 23.25 | 30 | 34.00 | 12.92 | 45 | 33.47 | 18.78 |
| | Estacionales | 18 | 63.28 | 30.09 | 27 | 58.74 | 31.89 | 18 | 39.83 | 25.15 | 27 | 31.63 | 15.55 |
| FS | Continuas | 30 | 105.70 | 93.26 | 45 | 91.58 | 73.94 | 30 | 75.93 | 73.85 | 45 | 90.69 | 64.21 |
| | Estacionales | 18 | 101.17 | 76.44 | 27 | 137.85 | 127.23 | 18 | 95.89 | 106.24 | 27 | 97.48 | 80.40 |
| TF | Continuas | 30 | 190.93 | 110.62 | 45 | 167.96 | 99.80 | 30 | 132.73 | 98.65 | 45 | 156.71 | 97.32 |
| | Estacionales | 18 | 182.94 | 101.38 | 27 | 217.52 | 166.77 | 18 | 158.28 | 125.59 | 27 | 158.04 | 108.17 |
| PFP | Continuas | 30 | 0.51 | 0.18 | 45 | 0.52 | 0.16 | 30 | 0.51 | 0.16 | 45 | 0.46 | 0.11 |
| | Estacionales | 18 | 0.52 | 0.18 | 27 | 0.43 | 0.17 | 18 | 0.50 | 0.20 | 27 | 0.44 | 0.13 |
| PFS | Continuas | 30 | 0.49 | 0.18 | 45 | 0.48 | 0.16 | 30 | 0.49 | 0.16 | 45 | 0.54 | 0.11 |
| | Estacionales | 18 | 0.48 | 0.18 | 27 | 0.57 | 0.17 | 18 | 0.50 | 0.20 | 27 | 0.56 | 0.13 |
| RSP | Continuas | 30 | 1.22 | 0.88 | 45 | 1.11 | 0.64 | 30 | 1.13 | 0.66 | 45 | 1.28 | 0.51 |
| | Estacionales | 18 | 1.17 | 0.73 | 27 | 1.63 | 0.82 | 18 | 1.37 | 1.08 | 27 | 1.47 | 0.68 |
| RSA | Continuas | 30 | 3.06 | 5.74 | 45 | 2.12 | 2.60 | 30 | 2.28 | 2.69 | 45 | 3.59 | 6.27 |
| | Estacionales | 18 | 1.65 | 1.21 | 27 | 2.25 | 1.15 | 18 | 2.73 | 2.90 | 27 | 3.60 | 4.26 |

Folículos Activos Secundarios (FAS), Folículos Inactivos Secundarios (FIS), Folículos Primarios Activos en Proanagén (AP), Folículos Primarios Activos en Anagén (AA), Folículos Primarios Activos en Catagén (AC), Folículos Primarios Inactivos (FPI), Folículos Primarios (FP), Folículos Primarios Activos (FPA),

Folículos Secundarios (FS), Total de Folículos (TF), Proporción de Folículos Primarios (PFP), Proporción de Folículos Secundarios (PFS), Relación de Folículos Secundarios con Primarios (RSP), Relación de Folículos Secundarios con Primarios Activos (RSA).^{a,b} Literales distintas indican diferencia significativa ($P \leq 0.05$).

Se graficaron las medias de las variables en estudio, divididos por actividad reproductiva (continua o estacional) en las distintas épocas del año y se observó que la variable FAS (Folículos Activos Secundarios), en las ovejas estacionales muestra un aumento durante el verano, mientras que en las ovejas con actividad reproductiva continua la actividad en los folículos secundarios permaneció constante a lo largo de todo el año (ver Figura 18).

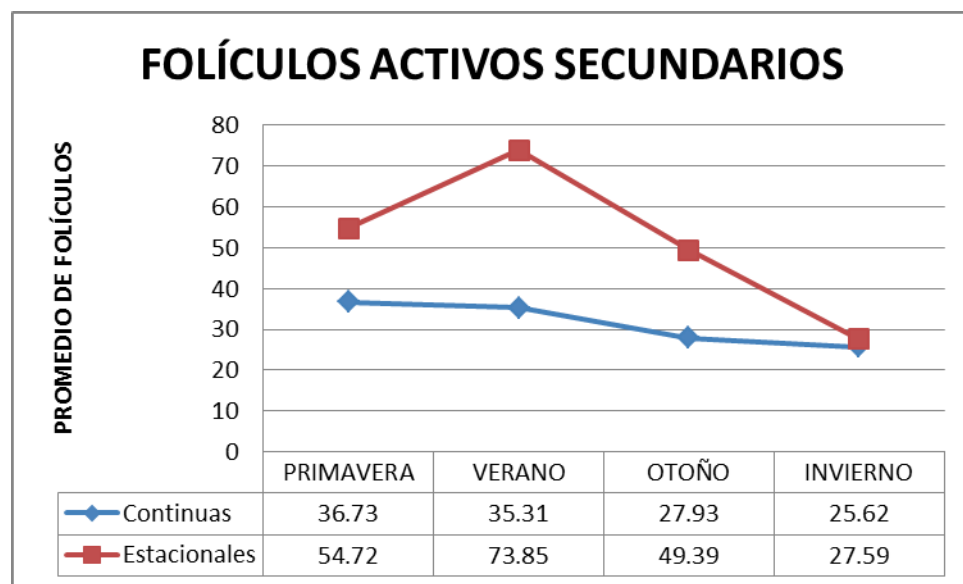


Figura 18. Media de los folículos secundarios activos en las distintas épocas del año en ovejas continuas y estacionales.

Los resultados del análisis de varianza de las interacciones por época, actividad reproductiva y época-actividad reproductiva se muestran en el Cuadro 6. Solo la variable FAS fue significativa ($P < 0.01$) por actividad reproductiva y por época. A partir de estos resultados se consideró realizar análisis de varianza separando, por

un lado el grupo de continuas y por el otro el de estacionales (Cuadro 7) o bien, análisis considerando por separado las diferentes estaciones del año (Cuadro 8).

Del modelo general, se utilizó solamente el efecto reproductivo (continua y estacional), eliminando los efectos de estación del año y su interacción, los resultados se muestran en el Cuadro 7. Las variables significativas ($P < 0.01$), fueron Folículos Primarios Activos en Catagén (AC), Total de Folículos Primarios (FP), Folículos Primarios Activos en Anagén (AA) y Folículos Primarios Activos (FPA) para el grupo de ovejas continuas, las dos últimas variables se repitieron en las ovejas estacionales, por lo que no es posible utilizarlas como indicadores de la condición reproductiva.

Cuadro. 6. Análisis de varianza de las diferentes variables, dividido por actividad reproductiva en las distintas épocas del año.

| Variable | Época | | Actividad Reproductiva | | Época-Actividad Reproductiva | |
|----------|--------|--------------|------------------------|--------------|------------------------------|-------|
| | F | Sig. | F | Sig. | F | Sig. |
| FAS | 4.068 | 0.008 | 9.579 | 0.002 | 1.674 | 0.173 |
| FIS | 1.281 | 0.282 | 0.093 | 0.761 | 0.840 | 0.573 |
| AP | 4.760 | 0.003 | 0.433 | 0.511 | 1.300 | 0.275 |
| AA | 16.046 | 0.000 | 3.077 | 0.081 | 0.541 | 0.655 |
| AC | 8.501 | 0.000 | 1.908 | 0.168 | 1.496 | 0.216 |
| FPI | 1.952 | 0.122 | 2.216 | 0.138 | 0.450 | 0.718 |
| FP | 6.076 | 0.001 | 0.001 | 0.971 | 0.316 | 0.814 |
| FPA | 18.831 | 0.000 | 2.150 | 0.144 | 0.537 | 0.658 |
| FS | 1.174 | 0.320 | 2.288 | 0.132 | 0.920 | 0.432 |
| TF | 2.225 | 0.086 | 1.366 | 0.244 | 0.741 | 0.529 |
| PFP | 2.139 | 0.096 | 2.332 | 0.128 | 1.065 | 0.365 |
| PFS | 2.139 | 0.096 | 2.332 | 0.128 | 1.065 | 0.365 |
| RSP | 0.851 | 0.467 | 5.285 | 0.022 | 1.463 | 0.225 |
| RSA | 1.600 | 0.190 | 0.106 | 0.745 | 0.480 | 0.696 |

Folículos Activos Secundarios (FAS), Folículos Inactivos Secundarios (FIS), Folículos Primarios Activos en Proanagén (AP), Folículos Primarios Activos en Anagén (AA), Folículos Primarios Activos en Catagén (AC), Folículos Primarios

Inactivos (FPI), Folículos Primarios (FP), Folículos Primarios Activos (FPA), Folículos Secundarios (FS), Total de Folículos (TF), Proporción de Folículos Primarios (PFP), Proporción de Folículos Secundarios (PFS), Relación de Folículos Secundarios con Primarios (RSP), Relación de Folículos Secundarios con Primarios Activos (RSA).

Cuadro 7. Análisis de varianza de las diferentes variables, dividido por actividad reproductiva.

| Variables | CONTINUA | | ESTACIONAL | |
|-----------|----------|--------------|------------|--------------|
| | F | Sig. | F | Sig. |
| FAS | 1.429 | 0.237 | 2.065 | 0.111 |
| FIS | 0.878 | 0.454 | 1.198 | 0.316 |
| AP | 1.164 | 0.325 | 3.678 | 0.015 |
| AA | 8.913 | 0.000 | 6.865 | 0.000 |
| AC | 9.914 | 0.000 | 2.369 | 0.076 |
| FPI | 1.280 | 0.284 | 1.507 | 0.218 |
| FP | 4.645 | 0.004 | 2.315 | 0.081 |
| FPA | 11.445 | 0.000 | 7.666 | 0.000 |
| FS | 0.778 | 0.508 | 0.982 | 0.405 |
| TF | 1.750 | 0.159 | 1.197 | 0.316 |
| PFP | 1.377 | 0.252 | 1.588 | 0.198 |
| PFS | 1.377 | 0.252 | 1.588 | 0.198 |
| RSP | 0.615 | 0.606 | 1.202 | 0.314 |
| RSA | 0.899 | 0.443 | 1.979 | 0.123 |

Folículos Activos Secundarios (FAS), Folículos Inactivos Secundarios (FIS), Folículos Primarios Activos en Proanagén (AP), Folículos Primarios Activos en Anagén (AA), Folículos Primarios Activos en Catagén (AC), Folículos Primarios Inactivos (FPI), Folículos Primarios (FP), Folículos Primarios Activos (FPA), Folículos Secundarios (FS), Total de Folículos (TF), Proporción de Folículos Primarios (PFP), Proporción de Folículos Secundarios (PFS), Relación de Folículos Secundarios con Primarios (RSP), Relación de Folículos Secundarios con Primarios Activos (RSA).

Las variaciones estacionales (primavera, verano, otoño e invierno) se analizaron y los resultados se muestran en el Cuadro 8. No se encontró significancia ($P > 0.01$) en ninguna de las variables histológicas en primavera y en invierno. En otoño solo para Folículos Primarios Activos en Catagén (AC). En el verano si existe mayor variabilidad pues en las mediciones de Folículos Activos Secundarios (FAS), Total de Folículos Secundarios (FS), Proporción de Folículos Primarios (PFP), Proporción de Folículos Secundarios (PFS) y Relación de Folículos Secundarios con Primarios (RSP) se encontró significancia ($P < 0.05$) o muy cerca al nivel de probabilidad, donde aumenta el número de folículos secundarios activos y por lo tanto la relación con los primarios.

Cuadro 8. Análisis de varianza de la actividad reproductiva, dividido por las épocas del año.

| ÉPOCA | PRIMAVERA | | VERANO | | OTOÑO | | INVIERNO | |
|-------|-----------|-------|--------|--------------|-------|--------------|----------|-------|
| | F | Sig. | F | Sig. | F | Sig. | F | Sig. |
| FAS | 1.883 | 0.177 | 5.861 | 0.018 | 2.293 | 0.137 | 0.160 | 0.690 |
| FIS | 1.726 | 0.195 | 0.346 | 0.558 | 0.010 | 0.920 | 0.120 | 0.730 |
| AP | 0.371 | 0.545 | 1.197 | 0.278 | 2.454 | 0.124 | 1.138 | 0.244 |
| AA | 1.621 | 0.209 | 0.833 | 0.365 | 0.607 | 0.440 | 0.003 | 0.958 |
| AC | 0.008 | 0.927 | 0.032 | 0.858 | 9.342 | 0.004 | 0.225 | 0.637 |
| FPI | 2.957 | 0.092 | 0.559 | 0.457 | 0.002 | 0.968 | 0.392 | 0.533 |
| FP | 0.127 | 0.723 | 0.145 | 0.705 | 0.424 | 0.518 | 0.433 | 0.513 |
| FPA | 0.732 | 0.397 | 1.222 | 0.273 | 1.129 | 0.293 | 0.183 | 0.670 |
| FS | 0.030 | 0.863 | 3.824 | 0.055 | 0.589 | 0.447 | 0.156 | 0.657 |
| TF | 0.062 | 0.804 | 2.594 | 0.112 | 0.614 | 0.437 | 0.003 | 0.957 |
| PFP | 0.002 | 0.966 | 5.589 | 0.021 | 0.063 | 0.803 | 0.755 | 0.388 |
| PFS | 0.002 | 0.966 | 5.589 | 0.021 | 0.063 | 0.803 | 0.755 | 0.338 |
| RSP | 0.049 | 0.825 | 9.062 | 0.004 | 0.912 | 0.345 | 1.785 | 0.186 |
| RSA | 1.040 | 0.313 | 0.055 | 0.816 | 0.293 | 0.591 | 0.000 | 0.998 |

Folículos Activos Secundarios (FAS), Folículos Inactivos Secundarios (FIS), Folículos Primarios Activos en Proanagén (AP), Folículos Primarios Activos en Anagén (AA), Folículos Primarios Activos en Catagén (AC), Folículos Primarios Inactivos (FPI), Folículos Primarios (FP), Folículos Primarios Activos (FPA),

Folículos Secundarios (FS), Total de Folículos (TF), Proporción de Folículos Primarios (PFP), Proporción de Folículos Secundarios (PFS), Relación de Folículos Secundarios con Primarios (RSP), Relación de Folículos Secundarios con Primarios Activos (RSA).

DISCUSIÓN

Existe información muy general sobre los ovinos de pelo, el único análisis comparativo se hizo con la oveja ancestral feral llamada soay. Ryder *et al.* (1968) solo describe que los ovinos de pelo más bien son de kemp, lo cual coincide con los resultados obtenidos en el presente trabajo. Sin embargo, no existe información que describa en forma detallada las características de las ovejas de pelo de origen tropical como la pelibuey.

Se logró observar en distintos cortes y en diferentes animales que las fibras kemp (mayores a las 100 μm de diámetro) siempre estaban asociadas a una glándula sudorípara, a una o varias glándulas sebáceas y a un musculo piloerector. Las fibras de pelo (50-100 μm de diámetro) estaban asociadas a una o varias glándulas sebáceas y a diferencia de las kemp, pueden o no tener glándula sudorípara y musculo piloerector. La lana (menor a las 50 μm de diámetro) únicamente presenta glándula sebácea; Esto es similar a como lo describe Carter (1956) en el merino; Ryder (1971) en el ovino soay y Bradford and Fitzhugh (1983) en ovinos y cabras.

Al realizar cortes en las distintas capas de la piel, se logran observar las diferentes regiones que las conforman como lo describe Auber (1952), como son la región de diferenciación, la región de trichialina, la región de pre-queratinización y la región de queratinización, esto coincide con lo encontrado en este estudio; además, algunas de estas regiones conforman al bulbo, el cual se encuentra rodeando a la papila del folículo (ver Figura 10).

En la Figura 11 se pudo observar que en la oveja pelibuey un folículo primario es rodeado por varios folículos secundarios, sin importar el diámetro del folículo

primario tal como lo describe Ryder *et al* (1968). Además, se observa que los folículos secundarios pueden estar rodeados por más de una glándula sebácea como sucede en las razas de ovinos que se van especializando en la producción de lana (Ryder, 1968).

En la oveja pelibuey se pudo encontrar que no solo los folículos secundarios están asociados a más de una glándula sebácea, como se observa en la Figura 11; también, los folículos primarios pueden estar asociados a más de una glándula sebácea (Figura 12), lo que es similar a lo que describe Ryder, *et al.* (1968).

La mayoría de los folículos, ya sean primarios o secundarios dan origen a una sola fibra. Sin embargo, se pudo encontrar que un folículo puede dar origen a dos fibras (Figura 13) tanto en los folículos primarios como con los folículos secundarios (Figura 14). Estas características las describe Ryder *et al.* (1968). Sin embargo, nunca menciona que se encuentran en diferentes fases de desarrollo y que sean distintas fibras las que se producen, por lo que esto podría ser una particularidad de la oveja pelibuey.

La raza merino presenta folículos secundarios de entre 20-30 μm con una gran cantidad de glándulas sebáceas sin ningún patrón aparente. Dependiendo del grosor de la lana se divide en subclases; 20-22 μm merino fino, 23-26 μm merino medio y 27-30 μm merino grueso y de esta manera se determina su calidad (Carter *et al.*, 1957; Romero, 2006). La oveja pelibuey produce fibras de alrededor de 20 μm (ver Figura 14) aún más finas que las del merino. Sin embargo, no son fibras que se produzcan en abundancia.

En la Figura 14 se observa más de una fibra por folículo secundario semejante a lo descrito en la alpaca (Badajoz 2009). En la raza merino también pueden emerger varias fibras por un mismo conducto, aunque son originados por diferentes folículos (Margaret *et al.*, 1955).

Después de la domesticación, la selección ejercida por el hombre se dirigió hacia la producción de lana, lo que originó cambios drásticos en los folículos secundarios y primarios, aumentando el número de secundarios y reduciendo el número de primarios; simultáneamente hubo una tendencia de los primarios a disminuir su tamaño y a perder estructuras anexas como glándula sudorípara y músculo piloerector (Carter, 1957; Ryder, 1968). En la oveja pelibuey, al encontrar una amplia gama de patrones en el diámetro de los folículos y su asociación con sus estructuras anexas, estas variaciones podrían caracterizar a la raza por condiciones desarrolladas durante su proceso evolutivo y situarla en un punto intermedio entre kemp y lana.

El presente trabajo mostró que la oveja pelibuey con actividad reproductiva continua no presenta variación a lo largo del año en la actividad de los folículos secundarios, a diferencia de las ovejas con actividad reproductiva estacional que tienen un aumento en los folículos secundarios durante el verano (ver Figura 18) como se observa en el Cuadro 8, al encontrar significancia para la variable FAS ($P < 0.05$). Este patrón de actividad en los folículos lo describe Lincoln (1990) en ovejas muflón y wiltshire, cuya actividad reproductiva es muy marcada, por lo que es un indicador para determinar la actividad reproductiva de las ovejas pelibuey. Será necesario complementar estos resultados con otros estudios de concentraciones de prolactina, debido a que se sabe que esta hormona en la oveja pelibuey responde a variaciones en el fotoperiodo (Hernández *et al.*, 1996).

En general, en la oveja pelibuey se observa una disminución en la actividad de los folículos primarios y secundarios durante el invierno, como se muestra en el Cuadro 5. Sin embargo, en el resto de las épocas se mantiene constante la actividad, a diferencia de lo reportado por Ryder (1971) en el soay, donde se tienen dos épocas de recambio, los folículos secundarios se mudan durante la primavera y los folículos primarios durante el verano. También, en la oveja wiltshire se ha encontrado que el periodo de actividad del verano se divide en tres ciclos de dos meses (Ryder, 1969).

En la borrega chiapas se ha propuesto que las tres variedades fenotípicas conforman razas distintas debido a las diferencias significativas en los parámetros de producción de lana; uno de los más destacados es la producción de lana según la época de corte, siendo más alta en el otoño que en la primavera (Perezgrovas *et al.*, 2000). Aunque en la borrega pelibuey no existe trasquila, se aprecia un cambio en el tipo de folículos durante el invierno-primavera y verano-otoño, lo que indica una influencia estacional, principalmente en los folículos secundarios como se muestra en el Cuadro 8 ($P < 0.05$).

En el presente estudio se observó que la oveja pelibuey tiene un recambio en los folículos pilosos durante la primavera, semejante al soay y al muflón (Ryder, 1960) y dicho recambio sucede en la transición de primavera a verano y otoño a invierno, por lo que se puede dividir la actividad folicular en 2 periodos durante el año como ocurre en las razas wiltshire y soay (Ryder, 1961).

Hay que considerar que las ovejas de este estudio originalmente fueron trasladadas del trópico al altiplano, en donde las condiciones más frías del altiplano pudieron haber modificado la proporción en las fibras productoras de lana, por lo que habría que hacer un estudio en el clima donde se encuentra esta raza (trópico).

CONCLUSIONES

La oveja pelibuey con actividad reproductiva continua no presenta variaciones a lo largo del año en la actividad de los folículos secundarios, como lo presentan las ovejas con actividad reproductiva estacional, las cuales tienen un aumento en los folículos secundarios durante el verano, esta característica es un indicador para determinar la actividad reproductiva de las ovejas pelibuey. Pero se requieren más estudios para complementar esta información.

Las características en el folículo primario como en el secundario y en sus estructuras anexas en la oveja pelibuey tienen el mismo patrón de asociación con estructuras anexas y capas histológicas como lo tienen otras razas de ovinos y otras especies.

A pesar que la oveja pelibuey presenta similitudes con otras razas, se encontraron algunas particularidades como son: la asociación de varias glándulas sebáceas en un folículo primario o secundario, la presencia de más de una fibra por folículo, en primarios y secundarios, produce fibras más finas que el merino, pero en menor abundancia. Más de una fibra por folículo y la ramificación de una fibra de kemp. Por lo que estas particularidades pueden ser propias de la raza. Se tendrían que hacer estudios en otros rebaños y con otras razas para poder corroborar esta afirmación.

Con relación a la presencia de cambios en las estructuras asociadas al folículo piloso, de acuerdo a la condición reproductiva de la oveja (continua o estacional) no fue posible detectar alguna modificación histológica que estuviera asociada con la característica reproductiva ya que los comportamientos fueron similares en ambos grupos.

Se observó que la actividad de los folículos secundarios es similar al soay, muflón y wiltshire para ovejas con actividad reproductiva estacional, teniendo un aumento durante el verano.

LITERATURA CITADA.

Ansari-Renani HR, Ebadi Z, Moradi S, Baghershah HR, Ansari-Renani MY, Ameli SH. 2011. Determination of hair follicle characteristics, density and activity of Iranian cashmere goat breeds. *Small Ruminant Research*, 95: 128-132.

Ansari-Renani HR, Salehi M, Ebadi Z, Moradi S. 2010. Identification of hair follicle characteristics and activity of one and two humped camels. *Small Ruminant Research*, 90: 64-70.

Antonini M. 2010. Hair follicle characteristics and fibre production in South American camelids. *Animal*, 4(9): 1460–1471.

Arroyo LJ, Gallegos SJ, Villa GA, Berruecos VJM, Perera G, Valencia MJ. 2007. Reproductive activity of Pelibuey and Suffolk ewes at 19° north latitude. *Animal Reproduction Science*, 102: 24-30.

Auber L. 1952. The anatomy of follicle production wool-fibre, with special reference to keratinization. *Transactions of the Royal Society of Edinburgh*, 62 (01): 191-254.

Badajoz LE, Sandoval CN, García VW, Pezo CD. 2009. Descripción histológica del complejo folicular piloso en cría de alpaca. *Revista de Investigación Veterinaria del Perú*, 20(2): 154-164.

Beek VN, Bodó E, Kromminga A, Gáspár E, Meyer K, Zmijewski AM, Slominski A, Enzel E, Björn, Paus R. 2008. Thyroid hormones directly alter human hair follicle functions: Anagen prolongation and stimulation of both hair matrix keratinocyte proliferation and hair pigmentation. *Journal of Clinical Endocrinology & Metabolism*, 93(11): 4381-4388.

Boyd JM, Doney JM, Gunn RG, Jewell PA. 1964. The Soay sheep of the island of Hirta, St Kilda. A study of a feral population. *Journal of Zoology*, 142:129-163.

Bradford GE, Fitzhugh HA. 1983. Hair sheep: A general description. In: Fitzhugh HA and Bradford GE (Eds). *Hair sheep of Western Africa and the Americas. A genetic resource for the tropics*. Westview Press, Boulder, Colorado, pp 3-22.

Carter HB, Clarke WH. 1957. The hair follicle group and skin follicle population of Australian Merino sheep. *Australian Journal of Agricultural Research*, 1: 91-108.

Champion SC, Robards GE. 2000. Follicle characteristics, seasonal changes in fibre cross-sectional area and ellipticity in Australasian specialty carpet wool sheep, Romney and Merino. *Small Ruminant Research*, 38: 71-82.

Chapman RE, Ward KA. Physiological and Environmental Limitation to Wool Growth Conference Material. University of New England Publishing Unit. Armidale 1079; 193-208.

Flood PF, Stalked MJ, Rowell JE. 1989. The hair follicle density and seasonal shedding cycle of the muskox (*Ovibos moschatus*). *Canadian Journal Zoology*, 67: 1143-1147.

Fraser AS, Short BF. 1960. The biology of the fleece. *Animal Research Laboratories Technical Paper*, 359-290.

Galbraith, H. 2010. *In vitro* methodology, hormonal and nutritional effects and fibre production in isolated ovine and caprine anagen hair follicles. *The Animal Consortium*, 4(9): 1482-1489.

Gallagher JR, Yeates NTM. 1970. An evaluation of Merino wool quality. I the incidence of coarse fibres in two Australian Merino flocks. *Journal Agricultural Science*, 74: 91-98.

García ME. 1981. Modificación al sistema de clasificación climatológica de Koeppen. Ed. Offset Larios, México, 104-105.

González RA, Murphy BD, Foot WC. 1992. Circannual estrous variations and ovulation rate in Pelibuey ewes. *Small Ruminant Research*, 8: 225-232.

Hafez ES. 1952. Studies on the breeding season and reproduction of the ewe. *Journal Agricultural Science*, 42: 189-265.

Hanocq E, Bodyn L, Thimonier J, Malpoux B, Chemineau P. 1999. Genetic parameters of spontaneous spring ovulatory activity in Merino d' Arles sheep. *Genetics Selection Evolution*, 31: 77-90.

Hatcher S. 2002. Fibre Medullation, Micron, Marketing and Management. NSW Agriculture, Orange Agricultural Institute, Orange, NSW 2800.

Hatcher S. 1995. The potential of Awassi sheep and their Awassi X Merino progeny to cause fibre contamination. (Phd. Thesis) The University of Western Australia.

Hernández MX, Porras AA, Perera MG. 1996. Seasonal variations in plasma prolactin levels of Pelibuey sheep. *Food and Agriculture Organization of the United Nations, AGRIS*. <http://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=MX1997002319>. [consulta: 8 dic-2015].

Karsch FJ, Bittman EL, Foster DL, 1984. Goodman RL, Legan SJ, Robinson JE. Neuroendocrine basic of seasonal reproduction. *Recent Progress in Hormone Research*, 40: 185-231.

- Jin H, Zhang B. 1995. Study of the skin follicle structure and selection methods in cashmere goats. *Acta Agriculture Universities Pekinensis*, 21(1): 94-99.
- Lincoln GA. 1990. Correlation with changes in horns and pelage, but not reproduction, of seasonal cycles in the secretion of prolactin in rams of wild, feral and domesticated breeds of sheep. *Journal Reproduction & Fertility*, 90: 285-296.
- López, RR, Canizales DK, Medina MS, Ballesteros DF, Flores IF, Rivera MM. 2012. Determinación de la rentabilidad de la producción de ovinos raza Pelibuey en el norte de Sonora. *Revista Mexicana de agronegocios Quinta Época*, 15: 30.
- Malpaux B, Virguíe C, Skinner DC, Thiéry JC, Pelletier J, Chemineau P. 1996. Seasonal breeding in sheep: Mechanism of action of melatonin. *Animal Reproduction Science*, 42: 109-117.
- Margaret H, Hardy H, Lyne GA. The pre-natal development of wool follicles in merino sheep. *Australian Journal Science*. 1955; 9(3): 423-441.
- McDonald BJ, Hoey WA, Hopkins PS. Cyclical Fleece Growth in Cashmere Goats. *Australian Journal Agricultural Research*. 1987; 38: 597-609.
- Millar ES. 2001. Molecular Mechanisms Regulating hair follicle development. *Journal of Investigative Dermatology*, 118(2): 216-225.
- Mirmahmoudi R, Souri M, Talebi J, Moghaddam A. 2011. Seasonal variation in hair follicle activity and fibre growth of both male and female Merghoz goats in Western Iran. *Small Ruminant Research*, 100: 131-136.
- Mobini B. 2012. An Assessment of Fibers in Various Areas of Skin in Male and Female Bakhtiari Breed Lambs. *Journal Veterinary Advances*, 2(6): 273-278.
- Montenegro R. 2003. The effects of prolactin on prolactin receptor gene expression and wool growth in Romney ewes. (Tesis Doctoral) Animal Science at Massey University.
- Murmahmoudi R, Souri M, Talebi J, Moghaddam A. 2011. Seasonal variation in hair follicle activity and fibre growth of both male and female Merghoz goats in Western Iran. *Small Ruminant Research*, 100: 131-136.
- Nixon AJ, Gurnsey MP, Betteridge K, Mitchell RJ, Welch RAS. 1991. Seasonal hair follicle activity and fibre growth in some New Zealand cashmere-bearing goats (*Capra hircus*). *Journal of Zoology*, 224: 589-598.
- Nixon AJ. 1993. A method for determining the activity state of hair follicles. *Biotechnic & Histochemistry*; 68: 316-325.

- Nixon JA. 1989. Fur growth and replacement in the brushtail possum, *Trichosurus Vulpecula*. (Tesis doctoral) Zoology at Massey University.
- O'Neill KT, Litherland AJ, Spring PJ, Paterson DJ. 1993. Seasonal fibre growth patterns in three breeds of down goat, *Proceedings of the New Zealand Society of Animal Production*, 53: 331-334.
- Parry AL, Death AF, Dick HB, Miller MC, Craven AJ. 1993. Skin follicle development in South African (SA) and SA x New Zealand Angora goats. *Proceeding of the New Zealand Society of Animal Production*, 53: 327-330.
- Parry AL, Norton BW, Restall BJ. 1992. Skin follicle Development in the Australian Cashmere Goat. *Australian Journal Agricultural Research*, 43: 857-870.
- Pearce S, Budge H, Mostyn A, Genever E, Webb R, Ingleton P, Walker AM, Symonds ME, Stephenson T. 2005. Prolactin, the prolactin receptor and coupling protein abundance and function in adipose tissue during development in young sheep. *Journal Endocrinology*, 184: 351- 359.
- Pérezgrovas R, Parry A, Peralta M, Zaragoza L, Trow D, Pedraza P. 1994. Chiapas sheep-wool production and animal health in a unique sheep breed. *Proceedings of the New Zealand Society of Animal Production*, 54: 177-180.
- Prophet E, Mills B, Arrinton J, Sobón L. 1995 Manual de métodos histotecnológicos. Instituto de Patología de las Fuerzas Armadas de los Estados Unidos de América. Washington: Registro de Patología de los Estados Unidos de América (ARP) e Instituto de Patología de las Fuerzas Armadas de los Estados Unidos de América (AFIP).
- Purvis IW, Jeffery N. 2007. Genetics of fibre production in sheep and goats. *Small Ruminant Research*, 70: 42-47.
- Rojas C, Perezgrovas G, Rodríguez G, Russo A, Anzola V. 2005. Caracterización macro y microscópica de la lana en ovinos autóctonos iberoamericanos de vellón blanco. *Archivos de Zootecnia*, 54: 477-483.
- Roldán RA, Zarco L, Berruecos JM, Cruz C, Pérez H, Valencia J. 2015. Identificación de ovejas Pelibuey con actividad reproductiva continua en dos sistemas productivos en México. Memorias del V Congreso de Producción Animal Tropical. La Habana, Republica de Cuba, 1585-1591.
- Romero, M. 2012. Introducción a la zootecnia Capitulo 4 zootecnia de ovinos, 168-171.

- Romualdo G, Sierra C, Ortiz R, Hernández S. 2004. Caracterización morfológica del ovino Pelibuey local en Yucatán, México. *Archivos Latinoamericanos de Producción Animal*, 12 (1): 26-31.
- Ryder LM. 1958. Some observations on the glucogen of the wool follicle. *Journal Cell Science* 99(2): 221-228.
- Ryder ML, Stephenson SK. 1968 Wool Growth. Academic Press, London/New York.
- Ryder ML. 1966. Coat structure and seasonal shedding in goats. *Animal Products*, 8(2): 289-302.
- Ryder ML. 1969. Development, structure and seasonal change in the coat of Wiltshire sheep. *Animal Products*, 11: 467-77.
- Ryder ML. 1960. A study of the coat of the Mouflon *Ovis musimon* with special reference to seasonal change. *Proceedings of the Zoological Society of London*, 135: 387-408.
- Ryder ML. 1979 Tyroxine and wool follicle activity. *Animal Products*, 28: 109-114.
- Ryder ML. 1965. Wool Fibre Shedding and Seasonal Variation in Wool Growth. *Journal of the Royal of Medicine*, 58(10): 806-808.
- Ryder ML. 1971. Wool growth in Soay sheep. *Journal of agricultural Science Cambridge*, 76: 183-197.
- Schneider MR, 2009. Ullrich RS, Paus R. The hair follicle as a Dynamic miniorgan. *Curr Biology*, 19: 132-142.
- Scobie DR, Woods JL, Baird DB. 1993. Seasonal and between sheep differences in medullation of wool fibre. *Proceeding of the New Zealand Society of Animal Production*, 53: 319-322.
- Summer RMW, Stobart RH, Johnson DL. 1993. Relationships between loose wool bulk and follicle and fibre characteristics in yearling Perendale sheep. *Production of the New Zealand Society of Animal Production*, 53: 307-310.
- Trujillo QJ. 2005. Caracterización de los eventos reproductivos en ovejas Pelibuey seleccionadas para ciclar de manera continua. Tesis de Maestría. México, D.F., Universidad Nacional Autónoma de México.
- Valencia MJ, Arroyo LJ. ¿Existe actividad reproductiva anual continua en la oveja Pelibuey? Memorias del curso internacional Fisiología de la Reproducción en Rumiantes; Montecillo, Texcoco (Edo de Méx) México: Colegio de posgraduados, 106-116.

Valencia MJ, Berruecos JM, Zarco QL, Pérez RH, Roldán RA. Métodos de selección de ovejas Pelibuey con actividad reproductiva continua. Memorias del XXXIV Congreso Nacional de Buiatría; Monterrey (Nuevo León) México. México (DF): Asociación de Médicos Veterinarios Especialistas en Bovinos, AC, 2010:220.

ANEXOS

Anexo 1

ABREVIATURAS Y SIGLAS USADAS

| | |
|-----------------------|--|
| °C..... | Grados Centígrados |
| AA..... | Activos en anagén |
| AC..... | Activos en catagén |
| ANOVA..... | Análisis de varianza |
| AP..... | Activos en proanagén |
| ARN..... | Ácido Ribonucleico |
| B..... | Bulbo |
| C (w) b (ij)..... | Semifrío semihúmedo con lluvias en verano, con una precipitación pluvial de 800 a 1200 milímetros anuales y una temperatura promedio de 19°C |
| C..... | Capilares |
| C..... | Cutícula |
| CEPIPSA..... | Centro de enseñanza práctica e Investigación en Producción y Salud Animal |
| CFi..... | Cutícula de la Fibra |
| CFo..... | Cutícula del Folículo |
| Che..... | Capa de Henle´s |
| CHu..... | Capa de Huxley´s |
| cm ² | Centímetro Cuadrado |
| F..... | Fibra |
| FAS..... | Folículos activos secundarios |
| FGF..... | Factor de Crecimiento de los Fibroblastos |
| FIS..... | Folículos inactivos secundarios |
| FP..... | Folículos Primarios |
| FPA..... | Folículos Primarios Activos |
| FPI..... | Folículos Primarios Inactivos (Telogén) |
| FS..... | Folículos totales Secundarios |
| GSe..... | Glándula Sebácea |
| GSu..... | Glándula sudorípara |
| HGF..... | Factor de Crecimiento de los Hepatocitos |
| mL..... | Mililitro |
| mm..... | Milímetro Cuadrado |
| MP..... | Músculo Piloerector |
| MT..... | Médula Trabecular |
| n..... | Número de muestra |
| P..... | Folículos primarios |
| Pa..... | Papila de la fibra |
| PFP..... | Proporción de folículos primarios |
| PFS..... | Proporción de folículos secundarios |

| | |
|-----------|---|
| RD..... | Región de Diferenciación |
| RP..... | Región de Pre-queratinización |
| RQ..... | Región de Queratinización |
| RSA..... | Relación de folículos Secundarios con primarios Activos |
| RSP..... | Relación de folículos secundarios con primarios |
| RT..... | Región de Tricohialina |
| S..... | Folículos secundarios |
| SHH..... | Sonic Hedgehog |
| TF..... | Total de Folículos |
| TGF..... | Factor de Crecimiento Transformante |
| UNAM..... | Universidad Nacional Autónoma de México |
| VRE..... | Vaina Radicular Externa |
| VRI..... | Vaina Radicular Interna |

Anexo 2

La fórmula para preparar 100 ml de formalina acuosa al 10% a pH neutro estabilizada es la siguiente:

- Formaldehído.....10 ml
- Agua destilada.....90 ml
- Fosfato de sodio, monobásico.....4 g
- Fosfato de sodio, di-básico (anhidro).....6.5 g